

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA Chlamydia psittaci EN AVES PSITÁCIDAS
NATIVAS Y EXÓTICAS CAUTIVAS DEL ZOOLOGICO
NACIONAL “LA AURORA” Y EN EL PERSONAL
ENCARGADO DE LOS ANIMALES MEDIANTE EL
MÉTODO DE ELISA.**

GUSTAVO ADOLFO CHACÓN CHAVES

GUATEMALA, MARZO 2001

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA Chlamydia psittaci EN AVES PSITÁCIDAS NATIVAS Y
EXÓTICAS CAUTIVAS DEL ZOOLOGICO NACIONAL “LA
AURORA” Y EN EL PERSONAL ENCARGADO DE LOS ANIMALES
MEDIANTE EL MÉTODO DE ELISA.**

TESIS

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD DE
SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

**GUSTAVO ADOLFO CHACÓN CHAVES
COMO REQUISITO PREVIO A CONFERIRLE EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO**

GUATEMALA, MARZO 2001

**JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

DECANO:	LIC. RODOLFO CHANG
SECRETARIO:	LIC. ROBIN IBARRA
VOCAL I:	LIC. CARLOS SAAVEDRA
VOCAL II:	DR. MV. FREDY GONZALEZ
VOCAL III:	LIC. EDUARDO SPIEGELER
VOCAL IV:	BR. DINA REINA
VOCAL V:	BR. VALESKA MOSS

ASESORES:	DR. GUSTAVO ADOLFO GONZÁLEZ
	DRA. LUCERO SERRANO
	DRA. GRISELDA ARIZANDIETA
	DRA. MÓNICA SOLÓRZANO

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

**CUMPLIENDO CON LOS PRECEPTOS QUE ESTABLECE LA LEY DE LA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA, PRESENTO A
CONSIDERACIÓN DE USTEDES EL TRABAJO DE TESIS TITULADO:**

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA Chlamydia psittaci EN AVES PSITÁCIDAS NATIVAS Y
EXÓTICAS CAUTIVAS DEL ZOOLOGICO NACIONAL “LA
AURORA” Y EN EL PERSONAL ENCARGADO DE LOS ANIMALES
MEDIANTE EL MÉTODO DE ELISA.**

**EL CUAL ME FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA PREVIO A OPTAR
EL TITULO DE**

MEDICO VETERINARIO

INDICE

	pág.
I INTRODUCCIÓN	1
II HIPÓTESIS.....	3
III OBJETIVOS.....	4
3.1 Generales.....	4
3.2 Específicos.....	4
IV REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
4.1 Definición.....	5
4.2 Antecedentes Históricos.....	5
4.3 Sinónimos.....	6
4.4 Agente Etiológico.....	7
4.5 Especies Afectadas.....	10
4.6 Transmisión.....	11
4.7 Epidemiología.....	13
4.8 Patogenia.....	15
4.9 Sintomatología.....	16
4.10 Lesiones.....	19
4.11 Diagnóstico.....	20
4.12 Diagnóstico Diferencial.....	29
4.13 Tratamiento.....	30
4.14 Profilaxis.....	38
4.15 Inmunidad.....	40
4.16 La Enfermedad en el Humano.....	41
V MATERIALES Y MÉTODOS.....	46
5.1 Área de Estudio.....	46
5.2 Materiales.....	47
5.2.1 Recursos Humanos.....	47
5.2.2 De Campo.....	47
5.2.3 De Laboratorio.....	48
5.2.4 De Tipo Biológico.....	49
5.2.5 Centros de Referencia.....	50
5.3 Métodos.....	50
5.3.1 Metodología de Campo.....	50
5.3.2 Metodología de Laboratorio.....	51
5.3.3 Análisis Estadístico.....	53
VI RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	54
VII CONCLUSIONES.....	57
VIII RECOMENDACIONES.....	58
IX RESUMEN.....	59
X SUMMARY.....	60
XI BIBLIOGRAFÍA.....	61
XII ANEXOS.....	65
XIII APÉNDICES.....	73

I INTRODUCCIÓN

Los psitácidos debido a su colorido, belleza e inteligencia son aves que han sido depredadas por el hombre. Se sabe que ya desde la época prehispánica los aborígenes del nuevo mundo los capturaban, el mismo Cristóbal Colón llevó especies de estas aves a Europa, en su viaje de regreso. Hoy en día se han popularizado en el mundo entero como aves de compañía.

Sin embargo, estas aves son portadoras de diferentes enfermedades y una de ellas es la clamidiasis que cobra mayor importancia debido a que posee un alto potencial zoonótico, además de que merma los grupos de estas aves ya que causa una considerable mortalidad en ellas.

Por lo tanto esta enfermedad tiene importancia por dos aspectos: el primero, que se trata de una enfermedad significativa en muchas especies de aves y el segundo, es una enfermedad zoonótica con potencial para diseminarse en los humanos.

En Guatemala, existen una gran variedad de especies de aves pero las que más encontramos en los domicilios, en colecciones privadas y en los zoológicos son las psitácidas.

Debido a lo que ya hemos mencionado anteriormente es importante entonces, realizar pruebas diagnósticas de clamidiasis en estos animales y que mejor lugar para evaluar su presencia y comportamiento que el Zoológico Nacional “La Aurora”, debido a que a él llegan aves de diversa procedencia, por ejemplo aves de compañía de domicilios, aves decomisadas a traficantes, y aves rescatadas de diferentes partes del país y que son llevadas por particulares. De igual forma, la identificación de la enfermedad toma importancia debido a que a este centro acude una gran cantidad de visitantes y existen personas que trabajan diariamente con las aves.

Este estudio busca por tanto determinar, mediante la prueba de ELISA, la presencia de anticuerpos contra Chlamydia psittaci en las aves psitácidas cautivas y en el personal encargado de los animales del Zoológico Nacional “La Aurora”.

II HIPÓTESIS

En las aves psitácidas nativas y exóticas del Zoológico Nacional “La Aurora”, así como en el personal encargado de los animales existen anticuerpos circulantes contra la bacteria Chlamydia psittaci.

III OBJETIVOS

3.1 Generales:

- Determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra Chlamidia psittaci en las aves psitácidas cautivas en el Zoológico Nacional “La Aurora”, así como en el personal encargado de los animales.
- Contribuir al conocimiento de la clamidiasis y su importancia zoonótica a nivel de personal de zoológicos.

3.2 Específicos:

- Determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra Chlamidia psittaci en las aves psitácidas cautivas en el Zoológico Nacional “La Aurora” , mediante el método de ELISA .
- Determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra Chlamidia psittaci en el personal encargado de los animales del Zoológico Nacional “La Aurora” , mediante el método de ELISA .

IV REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Definición:

La clamidiasis es una enfermedad bacteriana, aguda ó crónica, sistémica, contagiosa y por lo general fatal en aves jóvenes, ocasionada por Chlamidia psittaci (2,4, 6, 8, 10, 11, 17, 18, 22, 24, 25, 27, 28, 29, 32).

La enfermedad afecta el sistema respiratorio y la bacteria causal posee preferencia por las aves psitácidas (pericos, loros, guacamayas, etc), pero puede potencialmente afectar otros animales y al humano (2, 4, 7, 8, 11 ,13, 24, 26, 28, 32).

Se trata de una enfermedad relativamente común en aves cautivas (2).

4.2 Antecedentes Históricos:

La clamidiasis fue descrita por primera vez, en el año de 1874 por Juergensen. En 1892 hubo un brote en París que fue estudiado por Morange, el cual en 1895 propuso el nombre de psitacosis, debido a su aparente relación con las aves psitácidas (3, 31).

Durante la década de los años 30, tuvo origen una pandemia de clamidiasis en aves, afectándose también más de 750 personas en 12 países diferentes. Todo lo anterior atrajo el interés mundial, retomándose nuevamente su estudio (6, 31).

Luego de las investigaciones sobre la enfermedad en todo el mundo, a mediados y finales del decenio de 1940, las epidemias por clamidias en patos y pavos domésticos ocasionaron numerosas pérdidas, así como infecciones humanas (6).

Entre 1951 y 1956, se presentaron una serie de epidemias en humanos que trabajaban en relación directa con la industria avícola (31).

Gracias a los estudios a fondo sobre la clamidiasis permiten que durante la década de los 60, la incidencia de epidemias en aves domésticas en Estados Unidos y Europa disminuyan, aunque las investigaciones serológicas indicaron que la enfermedad seguía teniendo prevalencia en los hospederos reservorios (aves silvestres, mamíferos, etc) (6).

Hasta el año de 1964 se aseguraba que la clamidiasis era una enfermedad provocada por un virus, siendo Moulder el que concluyó que el agente causal era una bacteria intracelular obligada y no un virus. En 1966, Page propone que la bacteria sea clasificada dentro del género *Chlamydia* (3, 12, 31).

En el año de 1995, se documentaron 12 casos de neumonía atípica en hombres oriundos de una población rural Australia, la cual estaba rodeada por un bosque donde habitaban loros silvestres (36).

4.3 Sinónimos:

- Psitacosis, del latín "*Psittacus*", que significa papagayo y es el nombre que se le da a la enfermedad cuando ésta aparece en humanos y es transmitida por psitácidos.
- Clamidiasis, termino que se designa cuando la infección aparece en aves, mamíferos u otros animales.
- Ornitosis, término aplicado cuando la bacteria es transmitida al humano por aves no psitácidas.
- Fiebre de los loros o de los pericos
- Neumonía ornitósica (2, 3, 5, 6, 8, 11, 13, 16, 17, 22, 25, 26, 28, 29, 30, 32).

4.4 Agente Etiológico:

El agente etiológico de la clamidiasis aviar es una bacteria intracelular obligada llamada *Chlamydia psittaci* (*), perteneciente a la familia Chlamydiaceae, orden Chlamidiales, las cuales pertenecen al reino Procariota (2, 5, 6, 11, 12, 18, 19, 22, 25, 26, 27, 30, 32).

Por estudios del 16S RNA ribosomal (RNAr) se determinó que las clamidias son en verdad eubacterias y los microorganismos representan hasta ahora, un grupo mayor eubacteriano no reconocido, quizás relacionado periféricamente a los planctomices y a otros que tampoco poseen peptidoglucano en sus paredes celulares (6, 22).

Las clamidias poseen una envoltura celular similar a las bacterias Gram negativas. Poseen RNA y DNA y son capaces de sintetizar la mayoría de estos ácidos nucleicos que necesitan, pero son incapaces de generar fosfatos de alta energía (pues carecen de la enzima exoquinasa), por tanto se convierten en parásitos energéticos de la célula hospedera (2, 12, 19, 22, 31).

Existen solo cuatro especies reconocidas: *C. psittaci*, *C. trachomatis*, *C. pneumoniae* y *C. pecorum*; pero es posible que esto cambie conforme avancen los estudios. *C. trachomatis* y *C. pneumoniae* infectan exclusivamente al humano, provocando infecciones oculares, pulmonares y de tipo venéreo (3, 7, 13, 16, 19, 22, 30, 32).

Propiedades:

Las clamidias poseen dos presentaciones morfológicas llamadas: Cuerpo Elemental (CE) y Cuerpo Reticular (CR) (2, 6, 19, 22, 31).

El CE es un cuerpo esférico denso y pequeño, mide alrededor de 0.2 a 0.3 micrómetros de diámetro y se trata de la forma infecciosa y extracelular del microorganismo, que se adhiere a las células epiteliales columnares, para entrar.

Los CE poseen una pared celular rígida, no tienen movimiento, carecen de flagelos y de fimbrias, y no se multiplican. Su ADN es compacto semejando un nucleoide (2, 6, 19, 22, 31).

Los CE son inestables si se exponen al calor, la luz solar directa ó medios adversos, sin embargo, son capaces de permanecer infecciosos por meses en materia fecal seca (2, 17).

El CR es la forma intracelular, metabólicamente activa, que se divide por fisión binaria. Es más grande que el CE, pues mide casi 0.6 a 1.5 micrómetros de diámetro y es osmóticamente más frágil que el CE. Su contenido se encuentra más laxo y su ADN está disperso (2, 6, 19, 22, 31).

Aunque se encuentra DNA y RNA en el CE y CR, la proporción de estos ácidos nucleicos es mayor en el CR. Los CR tienen la capacidad de sintetizar sus propios ácidos nucleicos, así como proteínas, pero algunas de sus capacidades metabólicas son limitadas, cuando se comparan con bacterias colonizantes de vida libre (6).

Todas las cepas de *C. psittaci* presentan plasmidios, pero aún no se ha determinado su función (6).

La multiplicación de *C. psittaci* se inhibe en gran parte con concentraciones apropiadas de tetraciclinas, cloranfenicol, eritromicina y un poco menos con penicilina (3, 6).

Las tetraciclinas, cloranfenicol y la eritromicina inhiben la síntesis de proteína en los ribosomas clamidiales. La penicilina por su parte, interfiere con la síntesis de la pared celular de la bacteria, lo que resulta en la interrupción de la fisión binaria de los CR, y por lo tanto, la formación de CR anormalmente grandes, que no pueden madurar a CE; no obstante esto no previene la infección de las

células por parte de los CE, ni tampoco la conversión de los CE a los CR, ni tampoco el metabolismo del CR (6, 12, 19).

Se ha demostrado que existe un complejo antigénico lipoprotéico-hidrocarbonado que es común para todas las especies de *Chlamydia* (22, 25).

La principal proteína en la membrana externa de las clamidias es conocida como MOMP (Major outer membrane protein) y parece ser de gran importancia en la determinación de grupos antigénicos de estos microorganismos, y que son los detectados en pruebas de Elisa y de anticuerpos fluorescentes. Winsor y Grimes, mediante el uso de inmunofiltración, pudieron demostrar dos serogrupos de *C. psittaci* aviaries en doce aislamientos estudiados (6,16, 19, 31).

La toxigenicidad de las clamidias parece estar vinculada con los componentes de la pared celular, y se han verificado muchas reacciones cruzadas entre las toxinas clamidiales de diferentes aves y mamíferos (6, 30).

C. psittaci es, comúnmente, clasificada como una especie única. Se ha intentado la diferenciación de subespecies en base a la morfología de las inclusiones, neutralización en placa, microinmunofluorescencia, y más recientemente por análisis de restricción de endonucleasas del DNA cromosómico clamidial (2,6).

Las cepas que afectan aves han sido divididas en cinco serovars (psitacido, pato, pavo, paloma 1 y paloma 2), basado en varios métodos de investigación. Por otro lado algunos investigadores contemplan la posibilidad de diferenciar las cepas de *C. psittaci* en patogénicas y no patogénicas, utilizando pruebas de DNA y reacción en cadena de la polimerasa. Sin embargo, otros investigadores consideran que las dos clasificaciones anteriores son de poca utilidad, debido a que puede existir transmisión de cepas entre varias especies aviaries así como, existir factores que determinan la virulencia de una cepa en los diferentes hospederos que pueden ser infectados (2, 6, 13, 30).

4.5 Especies Afectadas:

C. psittaci puede infectar una amplia variedad de animales incluyendo aves, mamíferos, reptiles, sapos, ostras, insectos y al hombre. La bacteria es un importante patógeno en las aves, gatos, rumiantes y cerdos (2, 3, 5, 10, 18, 20, 23).

La bacteria *C. psittaci* ha sido reportada en más de 100 especies de aves pero la infección es más frecuentemente reportada en psitácidos, palomas (*Columba livia*) y pavos (*Meleagris gallopavo*). Es relativamente común en aves enjauladas (2, 3, 6, 12, 16, 21, 23, 24, 25, 27, 29, 30).

Las guacamayas (*Ara sp.*) y psitácidos Amazónicos (*Amazona sp.*) aparentemente son las aves más susceptibles a la clamidiasis en relación con los psitaciformes del sur de Africa y Australia. Así mismo, los psitácidos Africanos han demostrado ser menos susceptibles a la bacteria que los psitácidos Asiáticos (30).

En ovinos, cabras y vacas *C. psittaci* es reconocida por provocar aborto, desordenes reproductivos, poliartritis, enteritis, mastitis y conjuntivitis (7, 23, 31)

En gatos y cerdos se reportan cuadros de pneumonitis, conjuntivitis y rinitis (23, 31).

Los koalas (*Phascolarctos cinereus*) son particularmente sensibles a las *Chlamidias*, particularmente a *C. psittaci*, suponiéndola como una de las causas de su extinción; además, existe abundante evidencia de la portación en su intestino de la bacteria, lo que genera una interesante discusión sobre su relación con la dispersión de la enfermedad y como reservorio de la misma, lugar antes sólo atribuido a las aves. En estos animales la bacteria provoca una afección respiratoria fatal y alteraciones reproductivas e intestinales (23, 28).

4.6 Transmisión:

Los Cuerpos Elementales (CE), forma infectiva de la bacteria, son eliminados a través de contenidos digestivos, heces, orina, así como exudados naso-oculares, y respiratorios (2, 3, 5, 7, 10, 16, 17, 18, 20, 24, 25, 29, 30).

La infección por lo general se presenta por vía respiratoria a partir de heces secas esparcidas por el aire o exudados respiratorios cargados con el agente. La infección, también puede suceder por medio de contacto directo, así como por ingestión de alimento o agua contaminados (2, 3, 5, 6, 10, 17, 18, 23, 25, 29, 30).

Varios estudios han demostrado que el colon es un órgano blanco para la infección con *C. psittaci* y que puede ser el sitio principal de diseminación del microorganismo hacia a las heces del ave (35).

Las aves recién nacidas pueden ser infectadas cuando son alimentadas por sus padres o existe la posibilidad de una transmisión vertical a través del huevo (2, 3, 6).

Las causas más comunes por las que una colección de aves de un zoológico se infectan con *C. psittaci* son: el ingreso de aves infectadas al recinto donde se encuentra la colección y el contacto entre las aves cautivas de la colección con aves silvestres infectadas (2, 23).

En cautiverio, los encargados de las aves pueden diseminar la enfermedad al introducir heces en otras jaulas o al contaminar fuentes de agua o alimento (2).

Los artrópodos pueden diseminar *C. psittaci*, pero es improbable que esta sea la causa de mayor infección en colecciones de aves cautivas. Se ha demostrado la presencia de clamidias en ácaros y en las moscas simúlidas,

siendo ambos sospechosos de la posible transferencia de la enfermedad entre los pavos (2, 6, 30).

Todas las aves que se encuentran en un espacio físico cercano a aves infectadas deben considerarse sospechosas, sin embargo, no todas las aves expuestas desarrollan la infección (2).

La transmisión de clamidias entre las diversas especies animales es posible pero es incierta la frecuencia en que esto ocurre. Algunas especies como perros, gatos, cerdos y hombre pueden desarrollar infecciones con *C. psittaci*, pero la transmisión a otros miembros de su misma especie es rara. En contraste, las aves, bovinos, ovejas y cabras infectadas si transmiten la bacteria a miembros de su misma especie (2, 30).

El tiempo de eliminación de la bacteria a través de todos sus medios puede prolongarse y las cantidades de clamidias eliminadas varían de manera considerable dependiendo de la especie aviar afectada (6).

Los cocotilos (Nimphacus hollandicus) son portadores frecuentes de *C. psittaci* y pueden diseminar el agente por sus heces por más de un año luego de una infección activa. De igual forma los patos (*Anas sp.*) han mostrado una capacidad de diseminación fecal por más de 100 días (21, 30, 34).

Los principales vectores son las aves, ya que pueden ser portadores infectados de manera inaparente ó especies infectadas secundariamente que sirven como diseminadores de la bacteria durante los movimientos migratorios ó actividades de alimentación (6).

Los reservorios más comunes de clamidias incluyen aves salvajes y silvestres tales como gaviotas de mar (*Larus sp.*), patos (*Anas sp.*), garzones (Egretta alba egretta), garzas (Egretta thula), palomas (Columba livia), zanates

(Quiscalus mexicanus), gorriones (*Aimophila sp.*) y frailecillos (Endomychura craveri) , todas las cuales se entremezclan con aves domésticas. Las cepas de mayor virulencia de *C. psittaci*, según se ha podido determinar, son llevadas y excretadas en grandes cantidades por las garzas y gaviotas sin ningún efecto aparente en estos hospederos (6, 13, 21, 25, 26, 32, 34).

4.7 Epidemiología:

Las infecciones por *C. psittaci* en especies aviares se presentan en todo el mundo, aunque se menciona mayor incidencia en las áreas ecuatoriales, ya sea en forma epidémica o endémica. La incidencia de la enfermedad es muy variable y la mortalidad depende de la virulencia de la cepa, edad del hospedero, tratamiento instaurado durante un brote y la profilaxis ante la bacteria (3, 6, 17, 25, 27, 30).

Exámenes sistemáticos utilizando métodos de laboratorio modernos (incluidas versiones de ELISA) se han llevado a cabo en muchas partes del mundo con la finalidad de determinar la incidencia y la prevalencia de la clamidiasis, pero muchos de ellos sin el éxito deseado. Sin embargo, en Alemania estudios llevados a cabo en raptores y búhos cautivos, así como en psitácidos sobrevivientes a la importación y en los criados domésticamente, lograron determinar que entre el 30 a 70% de las aves muestreadas eran positivas a la enfermedad (30).

La alta incidencia de clamidiasis recientemente observada ha obedecido al tráfico comercial de aves silvestres pero la enfermedad puede ocurrir en colecciones domésticas, especialmente, se han reportado casos en cocotilos (Nymphacus hollandicus) y psitácidos pequeños (2, 21, 32, 34).

En 1995, un cargamento de más de 50 psitácidos proveniente de los Estados Unidos fue detectado como positivo a *C. psittaci* por autoridades de Costa Rica. Más recientemente, un nuevo cargamento procedente del mismo país fue responsable de un brote en una colección de 132 psitácidos, entre ellos

guacamayas rojas (Ara macao) y verdes (Ara ambigua) pertenecientes a un programa de reproducción llevado a cabo en dicho país centroamericano (1).

La incidencia en aves de compañía es alta y se ha diagnosticado en 15 a 30% de los animales evaluados, no obstante, la ocurrencia en canarios (Serinus canaria) y finches (*Carpodacus sp.*) es relativamente baja (5, 17, 21, 34).

Está claro que los brotes aparecen con mayor severidad e incidencia en aviarios sobre poblados, poco higiénicos, mal manejados, con una mala nutrición y con enfermedades concurrentes (2, 3, 25).

Se desconocen los motivos de la presentación cíclica e irregular de la clamidiasis en aves domésticas. Es posible que el estado inmunitario de los vectores o la amplificación de los huéspedes aviares influya en los brotes. De igual forma, los patrones de comportamiento de los vectores podría influir en la transmisión de huéspedes primarios hacia aves domésticas (6).

Las cepas altamente virulentas de *C. psittaci* pueden provocar epidemias agudas en las cuales de 5 a 30% de las aves afectadas muere. Las cepas de baja virulencia provocan epidemias de progresión lenta con índices de mortalidad menores de 5%, siempre y cuando la enfermedad no se complique con infecciones bacterianas secundarias o parasitosis asociadas (6).

Tanto las cepas de alta y baja virulencia parecen tener capacidad similar para diseminarse con rapidez en una parvada. Estudios serológicos han demostrado que más del 90% de las aves infectadas, en cualquier caso, logran desarrollar anticuerpos contra *C. psittaci*, cuando los signos clínicos de la afección se presentan en la parvada (6).

Por lo general, las aves más jóvenes son más susceptibles que las más viejas a padecer la infección, la enfermedad clínica y a una mayor mortalidad (5, 17, 30).

Evidencias epidemiológicas apoyadas de estudios experimentales han demostrado que los pollos son relativamente resistentes a la clamidiasis. La enfermedad aguda y la mortalidad pueden presentarse en pollos jóvenes, pero la incidencia de epidemias actuales es muy reducida (6).

4.8 Patogenia:

Todas las especies de clamidias comparten un mismo y único ciclo de crecimiento, el cual consiste en cinco fases principales: 1) adherencia y penetración del cuerpo elemental (CE); 2) transición del CE metabólicamente inerte al cuerpo reticular (CR) metabólicamente activo; 3) crecimiento y división del CR, lo que produce alta progenie; 4) maduración de los cuerpos reticulares no infecciosos a cuerpos elementales infecciosos; 5) liberación de los CE infecciosos de las células hospederas (5, 6, 19, 30, 31).

El fenómeno inicial del proceso infeccioso inicia con la adherencia de los CE de *C. psittaci* a las microvellosidades en la superficie apical de las células epiteliales columnares susceptibles. El CE viaja hacia abajo de las microvellosidades en las invaginaciones de la membrana plasmática, dándose una captación del CE por un proceso semejante a la endocitosis. Estas vesículas endocíticas o fagosomas que contienen la bacteria escapan a los lisosomas y llegan al núcleo. *C. psittaci* permanece rodeada y protegida por esta membrana endosómica durante todo su desarrollo intracelular (2, 6, 30, 31).

El fagosoma o vesícula endocítica recibe el nombre de “cuerpo de inclusión” y es allí donde el CE cobra actividad metabólica, pasa por un estado intermedio y se transforma en CR metabólicamente activo; esto ocurre aproximadamente ocho horas después del ingreso a la célula (30, 31).

La síntesis de ADN, ARN y proteínas permite el crecimiento del CR y su división por fisión binaria puede formar de 100 a 500 progenies.

Aproximadamente, entre 18 a 24 horas post infección los CR comienzan a condensarse y maduran a CE (6, 30, 31).

Los CE maduros se liberan de la célula, por lo general debido a que ésta se daña severamente, produciéndose por tanto una liberación por lisis celular, 40 a 72 horas luego de la infección inicial (2, 6, 30, 31).

Durante las primeras 24 horas, el microorganismo se replica marcadamente. Un bajo número de bacterias estarán presentes en riñón, bazo y tejido sanguíneo pasadas 48 horas, y la diseminación ha sido documentada alrededor de 72 horas post-infección, pudiéndose recolectar clamidias del colon, en este lapso (16, 30, 35).

4.9 Sintomatología:

El período de incubación de la enfermedad comúnmente oscila entre 3 y 10 días, pero puede prolongarse de semanas a meses, incluso años para algunos autores. El periodo de incubación mínimo en psitaciformes infectados naturalmente es de 42 días (17, 26, 27, 30, 32).

La severidad de los signos de clamidiasis dependen de la virulencia particular de la cepa bacteriana, la especie aviar afectada, el grado de estrés del ave, la ruta de exposición, así como el estado inmune y la condición del hospedero. Algunas cepas que no causan signos en unos hospederos pueden resultar altamente patogénicas en otras aves (2, 4, 5, 17, 19, 26).

C. psittaci puede causar una infección totalmente asintomática en hospederos maduros ó una afección aguda, sistémica y generalmente fatal en aves jóvenes (30).

Los portadores asintomáticos son comunes y pueden poseer el agente por años y manifestar los signos clínicos luego de que las aves son sometidas a

estrés, cambios de ambientes, cambio de temperatura ambiental ó inicio de la estación reproductiva (2, 3, 4, 5, 10, 11, 17, 18, 26, 27, 29).

Los portadores asintomáticos son por lo general aves adultas expuestas a un número moderado de bacterias y de patogenicidad moderada (30).

Altman menciona que los portadores asintomáticos son los más comunes, seguidos de aves que presentan sintomatología crónica de la enfermedad (2).

Cuando se ha analizado el porcentaje de aves cautivas identificadas como positivas a la clamidiasis , tan solo un leve porcentaje de ellas han mostrado evidencia clínica de la infección (10).

Los signos clínicos observados dependen del sistema corporal afectado. Depresión, anorexia, pérdida de peso, plumas erizadas, incapacidad para volar, postración y la muerte sin signos han sido reportados comúnmente (2, 3, 5, 6, 11, 16, 17, 18, 26, 27, 28, 29, 30, 31).

La infección sistémica del hígado, riñones y tracto digestivo causan diarrea, regurgitación o vómito y presencia de uratos verdes (biliverdinuria), (2, 3, 5, 16, 17, 26, 27, 30).

La infección en el tracto respiratorio causa una queratoconjuntivitis, rinitis, secreciones naso-oculares, sinusitis, disnea y estertores (2, 3, 5, 16, 17, 18, 26, 29, 30).

Los signos nerviosos son menos frecuentes y pueden incluir convulsiones, temores, paresia posterior e inclinación de la cabeza (2, 5, 30, 32).

La infección con otros organismos puede contribuir al apareamiento de otros signos clínicos. Por lo general, la clamidiasis se acompaña de infecciones

bacterianas y parasitarias pudiendo elevar las pérdidas debidas a la enfermedad (2).

La clamidiasis puede pasar desapercibida en aves reproductoras infectadas con cepas de baja patogenicidad y el único signo observado puede ser una reducción en la reproducción y alta mortalidad de las crías (2, 6).

En adición a los signos, anteriormente, descritos, los cocotilos (Nymphacus hollandicus) y psitácidos pequeños muestran una reducción en la producción de huevo, una baja incubabilidad y una elevada mortalidad de las crías. La enfermedad en periquitos de amor (*Agapornis sp.*) está casi siempre asociada con una alta mortalidad en adultos así como en su descendencia. Una mortalidad esporádica y una queratoconjuntivitis recurrente (con o sin otros signos clínicos) es observada en periquitos australianos (Melopsittacus undulatus) (2, 21, 30, 32, 34).

Las guacamayas (*Ara sp*) pueden mostrar solo signos respiratorios, caracterizados por una severa disnea. Las cacatúas (*Cacatua sp.*) pueden mostrar una debilidad crónica y otros signos generales pero es también bastante común los casos asintomáticos y diseminadores de la enfermedad (2).

Las aves enfermas (especialmente las guacamayas) están frecuentemente anémicas y presentan una leucocitosis (arriba de 100.000 células / milímetro cúbico), y una posible monocitosis. En psitácidos más pequeños puede evidenciarse monocitosis, basofilia y una leucocitosis cercana a 60.000 células por milímetro cúbico. En cocotilos (Nymphacus hollandicus), los cambios hematológicos son menos específicos pero usualmente existe también leucocitosis (5, 10, 16, 18, 21, 34).

Puede ocurrir en las aves infectadas elevación de las enzimas AST, LDH, que pueden indicar daño hepatocelular, a nivel de miocardio, de riñón ó músculo

esquelético. Elevaciones de los ácidos biliares en el plasma y ocasionalmente de ácido úrico han sido reportado también (2, 5, 10, 16, 18, 30).

C. psittaci puede infectar también, aves no psitácidas pero al igual que en éstas últimas los signos son inespecíficos. La morbilidad y la mortalidad son elevadas en los pichones. Los signos clínicos en palomas son similares a los observados en los psitácidos pero la conjuntivitis y rinitis son signos comunes. La conjuntivitis es un signo predominante en gansos y patos adultos. Se ha descrito que especies de salmonella suelen acompañar a la clamidiasis cuando la enfermedad se presenta en los patos (2, 6).

C. psittaci, ocasionalmente, provoca brotes en colecciones de zoológicos y los signos son similares en todas las aves (2, 36).

Las aves que sobreviven a la enfermedad se convierten en portadoras con todas las características antes mencionadas (3, 17, 27, 32).

4.10 Lesiones:

Hepatomegalia, esplenomegalia, así como opacidad de los sacos aéreos puede observarse mediante radiografías ó laparoscopías (2, 5, 6, 16, 18, 30).

A la necropsia pueden evidenciarse una combinación de hígado, riñón y bazo agrandados, lobulados, congestionados y con pequeños focos de necrosis. Los sacos aéreos pueden encontrarse opacos y con depósitos de fibrina. Otras lesiones observadas generalmente son la pericarditis fibrinosa, bronconeumonía, aerosaculitis fibrinosa, nefrosis, enteritis, proliferación de conductos biliares, hemosiderosis difusa, conjuntivitis y queratitis. Granulomas epitaliales en hígado y pulmones son frecuentes. Las aves que han mostrado sintomatología nerviosa por lo general evidencian una meningitis no supurativa (2, 6, 11, 16, 25, 30).

En aves sexualmente activas, Chlamydia psittaci induce una orquitis ó epididimitis, provocando infertilidad. La ooforitis es rara (30).

Los cambios identificados no son específicos y varían de hospedero a hospedero y según la cepa clamidial, por ejemplo, tan solo un 50% de los cocotilos identificados como positivos a *C. psittaci* presentan hepatomegalia. Las aves infectadas con cepas de baja virulencia, generalmente, no desarrollan el daño vascular grave, observado en las aves infectadas con cepas toxigénicas virulentas (6).

4.11 Diagnóstico:

La historia, examen físico, exámenes de patología clínica y placas radiográficas pueden guiar al Médico Veterinario a establecer un diagnóstico tentativo de clamidiasis, pero se debe tener en cuenta que los hallazgos clínicos y patológicos son similares a otras infecciones, de ahí que la confirmación requiera de pruebas de laboratorio específicas (2, 3, 10, 11, 37).

Algunos diagnósticos clínicos de clamidiosis pueden basarse según la respuesta a una droga anticlamidial, pero muchas bacterias pueden no solo causar cuadros clínicos similares sino que responder a los mismos productos terapéuticos (2).

A pesar de que las pruebas diagnósticas de *C. psittaci* poseen ciertas limitaciones es aconsejable realizarlas rutinariamente, debido a que muchas aves positivas son adecuadamente identificadas y los resultados negativos reducen la probabilidad de que la bacteria este presente. Por ello, una combinación de resultados negativos y/o repetidos ensayos diagnósticos pueden ayudar a la identificación y tratamiento oportuno de la enfermedad (2).

Cabe señalar que toda muestra para pruebas diagnósticas debe ser obtenida antes de iniciar una terapia anticlamidial, debido a que muchas drogas

pueden interferir con el diagnóstico, reduciendo la producción de anticuerpos, la eliminación del antígeno y la viabilidad de la bacteria (2).

Existen algunos factores importantes a tomar en cuenta al elegir un determinado método de diagnóstico, entre ellos:

- La incidencia del apareamiento de falsos positivos (aves no infectadas pero positivas en la prueba) y de falsos negativos (aves infectadas pero negativas en la prueba).
- La exactitud en identificar aves clínicamente enfermas.
- La exactitud en identificar aves asintomáticas con infecciones latentes.
- La interpretación que las autoridades de salud pública de cada país darán a los resultados positivos, de obtenerse (2).

Pruebas Citológicas:

Pueden ser colectados para exámenes citológicos (improntas coloreadas), tejidos tales como sacos aéreos, bazo, pericardio, corazón, hígado, y riñones de preferencia, de los cuales se obtienen resultados más confiables (2, 3, 6, 17, 29, 30).

En aves vivas, las heces, impresiones con hisopos de la cloaca, sangre heparinizada (durante la fase febril), raspados conjuntivales (si hay inflamación o exudado), secreciones nasales y líquido peritoneal (si existen problemas respiratorios), pueden utilizarse (6, 17, 30).

Las improntas de tejido y preparaciones húmedas ó exudados fijados secos pueden examinarse de manera directa con microscopio de luz ya que las clamidias intracelulares son lo suficientemente grandes. Se puede hacer identificación tentativa de *C. psittaci* en células usando preparaciones húmedas por medio de un microscopio de contraste de fase, o de campo oscuro (6).

La presencia de numerosos cuerpos esféricos de 0.2 a 0.4 micrómetros de diámetro, sobre todo dentro de células mononucleares, es indicativo de una infección por *C. psittaci* (6).

Las tinciones histoquímicas, como el método de Jiménez, la coloración de Giemsa, Castañeda y Maquiavelo se pueden utilizar para obtener una evidencia presuntiva de una infección por *C. psittaci*. Utilizando la coloración de Giemsa, los cuerpos elementales (CE) se observan de color púrpura oscuro, azul claro con la coloración de Castañeda y rojo con la de Maquiavelo (2, 6, 18, 19, 30).

Con el método de Jiménez, los CE de *C. psittaci* se observan rojos o rojizos purpúreos y los cuerpos reticulares (CR) de color verde azulados. Este método ha demostrado ser útil para hacer diagnósticos presuntivos en exámenes microscópicos de improntas de sacos aéreos, bazo y pericardio de aves infectadas de forma natural (6, 30).

Solo los cuerpos elementales (CE) en inclusiones tienen valor diagnósticos, y se debe tomar en cuenta que los cuerpos reticulares (CR) se confunden fácilmente con las estructuras celulares normales y no se diferencian con facilidad de la coloración del fondo (6).

Todas las clamidias son Gram negativas, pero la tinción de Gram no es de valor práctico en la identificación del agente intracelular (6).

Aislamientos e Identificación:

Los aislamientos se pueden hacer por inoculación de muestras procesadas en monocapas de cultivos celulares (Hela, Vero, McCoy, BHK21) , en sacos vitelinos de embriones de siete días de edad, ó en ratones por la vía intraperitoneal (2, 5, 6, 16, 17, 19, 29, 30).

Las muestras a utilizar incluyen hisopados conjuntivales, faríngeos ó cloacales, así como los mismos tejidos recolectados para pruebas citológicas, todas de preferencia frescas (5, 16, 19, 30).

Un resultado positivo indica la presencia de Chlamydia psittaci en las muestras y un resultado negativo indica que no fueron detectados cuerpos elementales viables en los tejidos analizados (16).

Mediante estos métodos los falsos positivos son raros, pero los falsos negativos pueden presentarse si las aves eliminan intermitentemente *C. psittaci*, si el número de bacterias viables es muy bajo, si mueren muchas bacterias durante el transporte ó si las aves fueron tratadas con drogas anticlamidales (2, 5, 10, 16, 18).

La principal desventaja de los cultivos celulares radica en su alto costo económico, la dificultad técnica y el tiempo generalmente largo que se requiere para obtener el resultado (10).

Reacción en Cadena de la Polimerasa:

La prueba de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) puede ser usada para amplificar fragmentos de DNA de *C. psittaci* con una sensibilidad y especificidad elevada. En teoría, la PCR puede amplificar una porción de un nucleótido por encima de 10 a la 12 veces (2, 10, 16).

Mediante esta prueba es posible identificar cepas específicas de *C. psittaci* del paciente, no obstante, es poco lo que se ha utilizado éste recurso diagnóstico para identificar la clamidiasis (2, 10).

La mayor desventaja de esta prueba es su alta sensibilidad, pudiendo obtenerse falsos positivos, así como su alto costo económico (2, 16).

Pruebas Serológicas:

Las aves infectadas que muestran signos clínicos son más fáciles de identificar como positivas debido a que ellas eliminan el microorganismo en mayor cantidad y desarrollan títulos elevados de anticuerpos. Los portadores asintomáticos a diferencia de las anteriores, no pueden identificarse con la misma facilidad, y a pesar de los avances en el diagnóstico de la enfermedad no existe una prueba que en verdad determine que un ave es totalmente libre de *C. psittaci*. Resultados negativos reducen la posibilidad de que un ave está infectada, pero existe la posibilidad que ella pueda resultar positiva en el futuro (2, 10, 30).

Un resultado positivo a una prueba serológica puede indicar tan solo que un ave ha estado expuesta a *C. psittaci* ó que ha desarrollado anticuerpos como una respuesta ante la bacteria. Debido a que los títulos pueden persistir por largos períodos luego de la infección, un título positivo no indica necesariamente que el ave está activamente infectada. A pesar de lo anterior, la presencia de títulos elevados son indicativos de que una infección ha ocurrido recientemente (meses antes) ó que el ave está presumiblemente infectada (2, 16, 18).

Aves con títulos positivos deben ser sometidas a exámenes generales de salud, como hemogramas completos, pruebas bioquímicas y de ácidos biliares (2).

Títulos negativos no garantizan que el ave está libre de la infección por *C. psittaci*, ya que los niveles de anticuerpos son bajos en los inicios de la infección, en aves inmunosuprimidas, e incluso algunas especies de aves muestran títulos bajos a pesar de estar infectadas (2).

a) Fijación de Complemento:

La fijación de complemento (FC) es un método muy utilizado para detectar anticuerpos clamidiales en suero de aves domésticas, silvestres y psitácidas. Esto obedece a que el antígeno que contiene carbohidrato inmunodominante de clamidias induce con rapidez anticuerpos fijadores de complemento. Tales

anticuerpos no son indicativos de inmunidad a la reinfección por *C. psittaci*, pero son útiles para detectar la infección por la bacteria, en especial en una parvada (2, 6, 29).

Es una prueba sensible a la actividad de los anticuerpos y detecta específicamente IgG. La concentración de IgG tiende a incrementarse luego de la infección inicial, sin embargo, la concentración de estos anticuerpos pueden persistir por largos períodos en aves tratadas y no tratadas (16, 17).

Por lo general, títulos superiores a 64, son indicativos de una infección actual ó reciente. De obtenerse títulos más bajos, pueden repetirse las pruebas de 10 a 14 días luego, para detectar cualquier cambio en los títulos (6).

Los falsos negativos son comunes en ciertas especies, tales como cocotilos (*Nymphacus hollandicus*), y loros grises Africanos (*Psittacus erithacus*) (2, 17, 21, 34).

b) Aglutinación en Látex:

Este método se desarrolló para emplearse en suero de aves psitácidas, pero también se sabe que es efectivo para someter suero de otras aves como pavos (*Meleagris gallopavo*) y palomas (*Columba livia*) (6, 21, 34).

Títulos mayores ó iguales a 640 indican que el ave está activamente infectada (2).

El método es valioso y rápido pues detecta IgM, lo cual indica que existe una infección en ese momento ó que existió una recientemente. Su principal desventaja radica en que no es una prueba utilizable en todas las especies, y parece no ser de tan gran sensibilidad; así mismo los falsos negativos son relativamente comunes en portadores asintomáticos (2, 5, 6, 16, 17).

c) ELISA:

La prueba de valoración inmunoabsorbente ligada a una enzima (ELISA) se utiliza para indentificar antígenos ó anticuerpos. El fundamento de ELISA se basa en una reacción de unión antígeno-anticuerpo, marcados con una enzima conjugada sobre un soporte inmunoabsorbente; ésta reacción inmunológica es revelada mediante la adición de un substrato que al actuar sobre la enzima producirá un color observable a simple vista (33).

Entre las ventajas que posee la prueba de ELISA está su alta sensibilidad y especificidad, además que permite muestrear una alta población de aves en corto tiempo (9, 33).

En la prueba de ELISA el material más utilizado son las placas con pocillos de poliestireno que permiten una fácil separación del material libre del complejo antígeno-anticuerpo (9).

Una variación importante a las técnicas iniciales es la de no usar placas con pocillos sino tiras de papel impregnadas con el antígeno ó con el anticuerpo que se usará para detectar ya sean los antígenos ó los anticuerpos en la muestra. A ésto se le conoce como “ELISA de mancha” (“dot ELISA”) pues el resultado de una reacción positiva es una mancha en el área del papel donde se hizo la reacción. Contrario a los anteriores métodos, no puede cuantificarse por colorimetría por lo que la prueba es de tipo cualitativa. Su principal ventaja es que puede ser utilizada en el campo. El ejemplo más conocido en la avicultura es el “inmunocomb”, que se usa para determinar en campo anticuerpos contra Broquitis Infecciosa, Gumboro, *M. gallisepticum* y *M. synoviae* (9).

Las pruebas de ELISA para detección de antígenos y anticuerpos han sido comparadas con cultivos celulares y pruebas de fijación de complemento, en la detección de Chlamydia psittaci en miles de pruebas de campo (30).

Las pruebas de ELISA poseen una sensibilidad del 84.2% en relación con los cultivos celulares realizados de hisopados cloacales que brindan un 80% de sensibilidad (30).

Elisa para detección de Antígeno:

Se han desarrollado un número considerable de pruebas de ELISA capaces de capturar antígenos de *C.psittaci*. Para estos ensayos diagnósticos, se utilizan muestras fecales, pero más recomendables son los hisopados cloacales y las muestras de tejido de aves enfermas que presumiblemente están eliminando *C.psittaci* (2, 5, 18).

Cuatro pruebas de Elisa para detección de antígenos han sido evaluadas en aves: “Clearview Chlamydia”, “Kodak Surecell kit” , “IDIEA Chlamydia test”, y la prueba llamada “Chlamydiazyne”. De todas las anteriores, solamente las dos primeras son de utilidad práctica a nivel de campo, ya que las otras requieren de equipo especializado (2, 5, 16, 17, 18, 30).

Estas pruebas muestran como principal ventaja, con respecto a los cultivos celulares, que no requieren que el microorganismo esté viable. No obstante, estas pruebas requieren de una atención cuidadosa ya que los resultados pueden verse influenciados por el método de recolección de la muestra (2).

Los falsos positivos son comunes en las cuatro pruebas antes mencionadas debido a reacciones cruzadas con bacterias tales como: Staphylococcus aureus, Staphylococcus hyicus, Actinobacter salpingitidis, Acinetobacter calcoaceticus y otras (2, 5, 18, 30).

Así mismo, la sensibilidad de estas pruebas es variable. Se ha demostrado que no existe sensibilidad en cultivos que contienen menos de 20 Cuerpos Elementales (CE) de *C. psittaci* . El número de CE detectado es de 70 para

“Kodak Surecell ”, 170 para “Clearview Chlamydia”, 600 para el caso de “IDIEA Chlamydia test” y de 4800 si se trata de “Chlamydiazyme” (2, 4, 30).

Si las pruebas son usadas para detectar aves asintomáticas, los resultados negativos deben ser interpretados con cautela, debido a que la identificación de eliminadores intermitentes no se puede determinar, así como aquellas aves que eliminan un bajo número de clamidias (2, 18).

ELISA para detección de Anticuerpos:

Existe una serie de pruebas capaces de detectar anticuerpos específicos contra *C.psittaci* disponibles en el mercado (2, 30).

Una de ellas, llamada BELISA (Blocking Antibody Enzyme-Linked Immunoabsorbent test) desarrollada en Alemania, es una prueba que identifica en las aves una exposición anterior ó una infección existente. (2, 5, 10, 16, 17).

Los laboratorios Israelíes Biogal Inmunocomb han desarrollado la llamada “Parrot Chlamydia Psittaci Antibody Test Kit”, prueba designada y aprobada para la detección de anticuerpos anti-*Chlamydia psittaci* (IgG) en plasma y suero de aves sospechosas (4).

La prueba consiste en el llamado método rápido de ELISA en “ peine” , en el cual los resultados son interpretados de acuerdo a la reacción colorimétrica obtenida, y se comparan con una tabla de valores y resultados que el fabricante brinda en cada kit. Cada kit posee un peine para una prueba rápida de ELISA con capacidad para evaluar 12 sueros (4).

El inmunocomb es una tarjeta plástica la cual está sensibilizada con un antígeno purificado de Chlamydia psittaci . El peine es insertado en la muestra de suero para que ocurra una reacción antígeno-anticuerpo, luego se inserta el peine con la muestra donde está la enzima marcada con un anticuerpo IgG anti-loros,

que va a reaccionar con un complejo antígeno-anticuerpo formado previamente y por último, el peine es insertado en un compartimiento donde la enzima reacciona generando un cambio de color indicando la presencia de anticuerpos (4).

Los falsos negativos pueden ocurrir con estas prueba si las aves están recientemente infectadas (no existe aún una producción suficiente de anticuerpos), ó si se llevan a cabo luego de un tratamiento que inhiba la producción de anticuerpos (2, 5, 10, 16, 17, 30).

Las pruebas de ELISA para identificación de anticuerpos poseen como ventaja el hecho de que se detectan aves infectadas independientemente que estén eliminando o no la bacteria (30).

La continua detección de anticuerpos por medio de las pruebas de ELISA sugieren que Chlamydia psittaci puede causar una infección persistente de por vida en el ave, la cual es difícil de eliminar (30).

Otras pruebas serológicas:

Se describen otros métodos para diagnosticar *C. psittaci* , por ejemplo, aglutinación rápida en placa (o portaobjetos) y en tubo capilar, fijación de complemento indirecta, hemoaglutinación indirecta, microinmunofluorecencia, microaglutinación, inmunodifusión, y otros (6, 16, 17).

4.12 Diagnóstico Diferencial:

Las aves clínicamente enfermas, manifiestan signos similares a otras enfermedades infecciosas. No existe un signo patognomónico de la clamidiasis y por ello la enfermedad puede confundirse fácilmente con infecciones virales o bacterianas (2).

La enfermedad debe diferenciarse de pasteurelosis, salmonelosis, micoplasmosis, aspergilosis, colibacilosis, New castle, influenza aviar, así como de infecciones causadas con herpesvirus y paramixovirus (6, 11, 30).

4.13 Tratamiento:

Consideraciones previas :

Si una sola ave de la colección resulta positiva a *C.psittaci*, debe asumirse que todas las aves cercanas a ésta, ó que de alguna forma han entrado en contacto con su espacio aéreo, han sido expuestas a la bacteria. Pese a lo anterior, no todas las aves expuestas serán infectadas, pero el tratamiento se recomienda para todas de cualquier manera. La anterior regla podría cambiar si se logra a tiempo aislar las aves positivas y en pruebas subsiguientes las demás aves que contactaron con las positivas resultan negativas (2).

Todas las aves deben ser examinadas y pesadas antes de iniciar cualquier esquema de tratamiento para estabilizar datos (2).

Las aves a ser tratadas deben ser colocadas en jaulas amplias, limpias y preferiblemente, un ave por jaula. Estas jaulas deben poseer mecanismos para impedir que el ave contacte directamente con el suelo, por ejemplo, pueden colocarse papeles, cartones ó bandejas de lámina inoxidable. Cuando la jaula necesite limpieza, el ave será trasladada a otra jaula limpia y el suelo de la jaula sucia será lavado a profundidad y desinfectado para eliminar toda bacteria existente en material fecal, exudados respiratorio, etcétera (17).

Para reducir la contaminación e infección a través del polvo, el suelo puede ser asperjado con soluciones desinfectantes y mantenerse húmedo, al menos en la zona donde se ubican las aves sometidas a tratamiento (17).

Las infecciones por bacterias Gram negativas y levaduras son comunes en aves psitácidas y pueden ser identificadas por medio de hisopados cloacales.

Debido a que estos patógenos son resistentes a las tetraciclinas, una infección asintomática puede volverse sintomática cuando las aves son tratadas, así como provocarse una reducción en la flora bacteriana normal de las aves (2, 5, 17, 18).

Las aves deben ser monitoreadas cuidadosamente durante el tratamiento para asegurarse de que ellas estén consumiendo alimento adecuadamente y las infecciones secundarias no ocurran. Las aves deben pesarse y examinarse al iniciar el tratamiento, al día tres de iniciado y luego, semanalmente sino se detectan problemas. Los excrementos deben ser examinados a diario para descartar cuadros de diarrea o coloración anormal de ellas, que pueden indicar infecciones secundarias (2, 17).

Las aves infectadas con *C. psittaci* que no acepten el tratamiento ó que pierdan demasiado peso deben ser alimentadas mediante sonda, deben recibir buenos cuidados de soporte y ser tratadas con drogas orales ó parenterales. Cuando su condición sea estable, el tratamiento con alimento medicado debe intentarse de nuevo (2).

Si las aves desarrollan afecciones durante el tratamiento, estos problemas subsiguientes deben ser investigados y considerarse aspectos como inanición, infecciones secundarias y fallas en el tratamiento (2).

Un buen manejo debe maximizarse para reducir exposiciones a microorganismos patógenos del medio. Si se utiliza papillas cocinadas deben hacerse diariamente, así como eliminar diariamente todo alimento desperdiciado. Los recipientes de agua y jaulas deben mantenerse escrupulosamente limpios (2, 17).

Debido que las aves no desarrollan una inmunidad duradera contra *C.psittaci* las jaulas deben ser limpiadas y desinfectadas a fondo para asegurarse

la eliminación de la bacteria del medio. Todos los utensilios que no puedan ser desinfectados deben eliminarse (2, 18).

Luego de finalizado el tratamiento, las aves deben descansar y readaptarse a su dieta rutinaria. Cuando un aviario ha sido tratada contra *C. psittaci* las aves nuevas a ingresar deben ser evaluadas por cualquier vía y tratadas profilácticamente para prevenir la reintroducción de la bacteria (2).

Elección de la Droga:

Ninguna droga ha sido adecuadamente probada para aves psitácidas (2).

Un gran número de principios activos han demostrado ser inhibidoras de *C. psittaci*, entre ellas las tetraciclinas, macrólidos, cloranfenicol y las fluoroquinolonas (2).

Muchas de las drogas antes mencionados, a concentraciones iguales, resultan ser bacteriostáticas y presumiblemente efectivas cuando la bacteria es metabólicamente activa ó se encuentra en fase de división. Debido a que *C. psittaci* puede permanecer inactiva dentro de las células, períodos de tratamiento de aproximadamente 45 días son necesarios para eliminar el microorganismo del hospedero (2).

Históricamente, la clortetraciclina en el alimento ha sido el régimen de tratamiento más comúnmente recomendado ó exigido por las autoridades de salud pública. Nuevos regímenes utilizando doxiciclina y en menos grado aceptado, la enrofloxacin, han demostrado eficacia en el tratamiento de la clamiadiasis y con menores problemas en relación a la utilización de la clortetraciclina (2, 10).

Esquemas de tratamiento:

La elección del esquema de tratamiento depende de: las regulaciones que las autoridades de salud pública tengan hacia la droga, la droga en sí y su

formulación disponible, la habilidad del propietario de las aves ó el Médico Veterinario y finalmente de que las aves lo acepten (2).

Cada método posee ventajas y desventajas. El alimento medicado requiere poco trabajo pero implica un cambio severo en la dieta del ave y puede ser poco aceptado por las aves (2, 17).

La administración oral de doxiciclina logra rápidas concentraciones terapéuticas y previene cambios dietéticos, sin embargo requiere una captura diaria de las aves para administrar el fármaco (2).

La formulación de doxiciclina para aplicación intramuscular reduce la labor y el estrés relacionado con la captura del ave ya que puede ser administrada cada 5 a 7 días, pero desafortunadamente esta formulación puede no estar disponible en muchos países y puede causar graves irritaciones musculares (2).

Es importante reconocer que todos los esquemas de tratamiento conllevan efectos adversos en el ave. El problema más común es la pérdida de peso y las infecciones microbianas secundarias debido al estrés, las repetidas capturas y a las alteraciones de la flora intestinal normal (2).

a) Clortetraciclina en el Alimento:

El objetivo de la administración de clortetraciclina en el alimento es alcanzar niveles sanguíneos cercanos a 1 microgramo de la droga por mililitro de sangre durante toda la duración del tratamiento (alrededor de 30 a 45 días). Sin embargo, el mantenimiento de concentraciones sanguíneas cercanas a 0.1 microgramos / ml por un lapso de 3 semanas ha mostrado ser efectivo para la eliminación de las clamidas en estudios experimentales utilizando loros amazónicos (2, 5, 30).

La clortetraciclina es usualmente elegida para darse en el alimento debido a que la administración oral ó parenteral es impráctica debido a su rápida

eliminación y a que la medicación en el agua de bebida no es satisfactoria para mantener las concentraciones sanguíneas (2, 17, 18, 27).

Para alcanzar las concentraciones sanguíneas adecuadas, las dietas medicadas deben brindarse como única fuente de alimentación para las aves (2).

La clamidiasis en aves como psitácidos pequeños, canarios (Serinus canaria) y finches (*Carpodacus sp.*), puede ser tratada con alimentos que contengan 0.5% de clortetraciclina durante 30 días. Otras aves requieren concentraciones más altas, por ejemplo, para los psitácidos grandes se recomiendan concentraciones entre 0.5 a 1% de la droga (2, 5, 21, 30, 32, 34).

Existen pellets, medicados disponibles en el mercado que contienen 1% de clortetraciclina, pero sino, puede prepararse el alimento y mezclarlo con tetraciclina en polvo (2, 5, 18).

Las concentraciones sanguíneas de clortetraciclina están determinadas por la cantidad de dieta consumida, la cantidad de la droga disponible para la absorción y la concentración de la misma en la dieta. Un exceso en los cationes divalentes, por ejemplo el calcio, así como ciertas proteínas pueden interferir la absorción de la clortetraciclina. Por otro lado, altas concentraciones del antibiótico pueden reducir la palatabilidad del alimento y con ello bajar las concentraciones deseadas de la clortetraciclina en la sangre (2, 5, 17, 18).

El tratamiento en aves pequeñas con dietas medicadas es relativamente menos complicado debido a que la ración es familiar y frecuentemente aceptada. En psitácidos grandes, la poca aceptación a la dieta medicada es común, debido a que las dietas pelletizadas ó papillas cocidas son extrañas para ellos pues usualmente son alimentadas a base de frutas (2, 17).

Es posible combinar para los psitácidos grandes 1/6 parte de suplemento alimenticio para humano a base de fruta, con 1/6 parte de miel y 4/6 partes de

agua. A lo anterior, cada día se agregan 500 mg de clortetraciclina a la ración (17).

b) Doxiciclina Oral:

La doxiciclina es un derivado sintético de las tetraciclinas con numerosas ventajas farmacológicas en relación con la clortetraciclina. Es más lipofílica, mayormente absorbida a nivel gastrointestinal y con menores efectos adversos sobre la flora digestiva normal de las aves. Por otro lado, alcanza mayores concentraciones y su eliminación es más lenta en relación a las otras tetraciclinas (2).

Debido a que esta droga posee un tiempo mayor de eliminación es posible mantener concentraciones terapéuticas en las aves mediante dosificaciones orales, una ó dos veces al día. La doxiciclina puede ser administrada directamente en la boca ó mediante una sonda (2).

Investigaciones farmacológicas recientes utilizando doxiciclina oral han demostrado que las concentraciones terapéuticas pueden mantenerse en muchas especies de psitácidos mediante una sola medicación diaria. No obstante, una sola medicación diaria requiere elevadas dosis de la droga y puede causar regurgitaciones, especialmente en guacamayas (*Ara sp.*) (2, 18, 21).

El tiempo de eliminación varía con la especie. Con dosis orales de 50 mg/kg, el tiempo de vida media en cocotilos (*Nymphacus hollandicus*) y loros amazónicos (*Amazona sp.*) es de 4 a 10 horas y mayor a 20 horas en cacatúas (*Cacatua sp.*) (2, 10, 18, 21, 34).

Los cocotilos (*Nymphacus hollandicus*), loros frente azul (*Amazona farinosa*) y los loros nuca amarilla (*Amazona auropalliata*) mantienen concentraciones terapéuticas plasmáticas cuando son tratados con 40 a 50 mg/kg una vez al día. Por su parte, los loros grises Africanos (*Psittacus erithacus*),

guacamayas azules (Anodorhynchos hyacinthus) y las guacamayas verdes (Ara militaris) mantienen estas concentraciones con dosificaciones entre 20 a 25 mg/Kg una vez al día. En términos generales, una dosificación de 25 mg/kg es recomendada para iniciar el tratamiento en cocotilos (Nymphacus hollandicus) y guacamayas (*Ara sp.*) y de 25 a 50 mg/kg para el resto de psitácidos (2, 5, 10, 17, 18, 21, 32, 34).

Todas las aves deben monitorearse cuidadosamente y el tratamiento deberá suspenderse cuando se evidencien signos de hepatotoxicidad. Además si ocurre regurgitación, debe seleccionarse otra manera de medicación (2, 17).

c) Doxiciclina Intramuscular:

Existen en Europa y algunos países de América formulaciones de doxiciclina para aplicación intramuscular, utilizable para el tratamiento de clamidiosis (2, 5).

Cuando son administradas dosis inyectables de 75 a 100 mg/kg se logran concentraciones sanguíneas de 1 microgramo / ml las cuales se mantienen durante 4 a 7 días. Por lo tanto, este esquema de tratamiento necesita entre 8 a 10 inyecciones en un lapso de 45 días, período demostrado como eficaz para la eliminación de *C. psittaci* en gran variedad de psitácidos (2, 17, 18, 30).

Este régimen de tratamiento es eficaz para tratar aves individualmente ó grupos de ellas (2).

El aspecto negativo de este sistema radica en el gran costo económico, las grandes cantidades de líquido a inyectar y la irritación y posible necrosis del tejido inoculado (2, 5, 17, 18, 30).

d) Doxiciclina en el alimento:

Debido a que , como se mencionó anteriormente, la eliminación de la doxiciclina es más lenta, en relación a la clortetraciclina, la cantidad de droga para ser incluida en el alimento es menor, pero la palatabilidad del alimento es incierta luego de su adición (2).

Los loros grises Africanos (Psittacus erithacus), y los frente azul (Amazona farinosa) alcanzan concentraciones plasmáticas de doxicilina mayores a 1 microgramo / ml cuando la droga es adherida en papillas a base de arroz, maíz, frijol y avena conteniendo 0.1% de doxiciclina (2, 21, 32).

e) Oxitetraciclina:

Varios estudios utilizando oxitetraciclina inyectada ha hecho pensar en que sea esta una forma alternativa de tratamiento contra la clamidiasis en los Estado Unidos (2).

En cacaúas (Cacatua sp.), se han demostrado concentraciones plasmáticas superiores a 1 microgramo / ml utilizando oxitetraciclina de larga acción, administrada por vía subcutánea en dosis entre 50 a 100 mg/kg, cada 2 a 3 días. Similares resultados se observaron en guacamayas, loros grises Africanos (Psittacus erithacus), loros nuca amarilla (Amazona auropalliata) y palomas (Columba livia) (2, 17, 21, 30, 34).

No obstante, la administración intramuscular de esta droga causa severa irritación y aún no es del todo recomendada. Así mismo, repetidas inyecciones subcutáneas provocan las mismas reacciones, pero se ha demostrado que aplicaciones subcutáneas a nivel de la parte posterior del cuello y en medio de los hombros es bien tolerada por los psitácidos (2, 17).

f) Fluoroquinolonas:

Las fluoroquinolonas han sido extensamente probadas para determinar su actividad contra *C. trachomatis* en humanos, y se han obtenido resultados satisfactorios, sin embargo, se desconoce si estos logros pueden ser extrapolados para infecciones de *C. psittaci* en aves (2, 17).

Estas drogas poseen muchas ventajas, por ejemplo, son agentes bactericidas y requieren períodos de tratamiento relativamente cortos. A diferencia de las tetraciclinas, las fluoroquinolonas poseen una extensa actividad contra bacterias Gram negativas y pueden ser utilizadas para tratar infecciones simultáneas con estas bacterias (2).

La enrofloxacin es sin duda la quinolona más accesible para uso veterinario, y ha demostrado tener una actividad anticlamidial grande. (2, 30).

Los efectos de la administración a largo plazo de enrofloxacin han sido reportados en palomas (*Columba livia*) , en las cuales la droga es bien tolerada en adultos, pero reduce la incubabilidad de los huevos cuando han recibido dosis de 800 mg/L de agua de bebida, durante 225 días. De igual forma, se ha reportado una disminución en el crecimiento en pichones, cuando los padres son tratados con dosis de 200 mg/kg/día. Por su parte, se han reportado casos de regurgitación en guacamayas (*Ara sp.*) (2, 21, 34).

4.14 Profilaxis:

Debido a que no existen vacunas contra *C.psittaci* disponibles aún que induzcan una inmunidad protectora prolongada, se deben tomar otras medidas para prevenir y controlar la enfermedad (6, 11, 17).

Una adecuada limpieza y desinfección del aviario es necesaria para prevenir una infección. La bacteria *C. psittaci* posee gran cantidad de lípidos por lo que es susceptible a muchos desinfectantes y detergentes. Diluciones de

1:1000 de cuaternarios de amonio resultan bastantes efectivos, de igual forma, alcoholes al 70%, peróxido de hidrógeno al 3%, lisol al 1% y diluciones 1:100 de cloro ó clorofenoles. Debe recordarse que la bacteria es susceptible al calor y resistente a los ácidos y álcalis (2, 17, 26).

Es conveniente mantener estrictos registros de todas las aves. Estos deben contener datos como, la especie, expendedor internacional ó nacional, fecha de la adquisición, enfermedades detectadas, muertes, etc. (17).

Se debe procurar que las aves estén sometidas al menor estrés posible, monitorear su estado de salud periódicamente y maximizar el manejo para reducir la exposición a la bacteria (2, 3, 26, 32).

Antes de ingresar nuevas aves a la colección ó a un país (para Guatemala ver apéndice 6 y 7), éstas deben ser cuarentenadas por un lapso de 15 a 30 días, ser sometidas a pruebas de salud (incluidas pruebas para detectar *C. psittaci*) y tratadas profilácticamente con clortetraciclina en el alimento durante 30 días mientras están en cuarentena y se debe continuar este tratamiento 15 días luego de que la misma haya terminado. Aquellas aves con signos compatibles con la clamiadiasis no deben ser ingresadas ó adquiridas (3, 5, 11, 17, 26, 32).

Debe procurarse que el material fecal, plumas, alimento u otros materiales de una jaula de aves nuevas no ingresen en otras. Estas jaulas deben limpiarse a diario. Los dispensadores de agua y alimento deben lavarse a diario con jabón y desinfectarse. Debe procurarse una adecuada ventilación para prevenir la acumulación de aerosoles en el aire (3, 5, 11, 17, 26, 32).

Se deben reportar todos los casos que se confirmen como positivos. Las aves positivas a *C. psittaci* deberán removerse de la exhibición y de aquellas áreas de tránsito frecuente, para ser tratadas ó eutanasiadas (2, 17, 27, 32).

Los encargados de las aves, el Médico Veterinario y demás personal que entre en contacto con las aves infectadas son una fuente de infección por lo que debe evitarse que diseminen la enfermedad y expongan directa ó indirectamente a otras aves (2).

Los jauleros deben utilizar ropa adecuada y esta debe ser exclusiva para el grupo de aves cuarentenadas ó sometidas a tratamiento cuando la enfermedad sea diagnosticada. Las aves infectadas deben ser atendidas al final y el personal deberá lavarse y desinfectarse inmediatamente de finalizar las tareas (2, 17, 18).

Debido a que las aves tratadas pueden reinfectarse con la bacteria luego del tratamiento, es preciso mantener aisladas a las aves sanas de las positivas, así como de toda fuente posible de infección (17, 26).

El Médico Veterinario debe estar claro de que la clamidiasis no es una enfermedad rara en aves de compañía. La enfermedad debe considerarse en toda ave letárgica sin signos clínicos evidentes, especialmente si se trata de un ave de reciente adquisición (17, 32).

La total erradicación de Chlamydia psittaci de las aves de compañía, de zoológicos, de producción avícola y silvestres en general es probablemente un logro inalcanzable, sin embargo, el significado clínico de esta enfermedad puede ser reducido en gran medida si se llega a conocer la biología del microorganismo y si se aplican comúnmente las medidas de control (2).

4.15 Inmunidad:

La inmunidad hacia la *C. psittaci* es por lo general baja y de corta duración, además los anticuerpos inducidos por la clamidia en apariencia, no están relacionados necesariamente con la existencia de una inmunidad de protección (6).

Es poco lo que se sabe de la inmunidad protectora contra las infecciones clamidiales en aves. Las respuestas inmunes asociadas a lesiones, protección y detecciones clínicas son siempre diferentes. Las infecciones crónicas con la bacteria en aves se caracterizan por un bajo porcentaje de células infectadas y es desconocido si la respuesta inmune del hospedero limita la dispersión de la clamidia a las células adyacentes (16).

A la inversa, la clamidia es capaz de inhibir la respuesta de los hospederos, permitiendo que el microorganismo permanezca dentro de las células, provocando con ello infecciones de por vida (16).

La mayoría de bacterias han sido detectadas en leucocitos polimorfos nucleares. En ratones, los antígenos clamidiales estimulan a los linfocitos B. En hospederos recientemente infectados, la bacteria pierde la capacidad de crecer bien en monocitos y los leucocitos juegan un papel importante en la resistencia y eliminación de la infección (16).

La respuesta inmune mediada por células puede resultar en una eliminación de la infección inicialmente, y la respuesta inmune mediada por anticuerpos puede responsabilizarse de la resistencia a una reinfección (16).

4.16 La Enfermedad en el Humano:

Trasmisión:

En general, el hombre adquiere la enfermedad por inhalación del polvillo del plumaje o de las excreciones de los pájaros infectados y aunque rara vez, por la inhalación de gotitas emitidas por enfermos infectados al toser. El modo de transmisión interhumano es raro y suele asociarse a cepas aviares altamente virulentas (11, 13, 17, 19, 25, 26, 28, 32).

El uso de mascarillas reduce toda inhalación potencial de partículas infectadas (17).

Epidemiología:

La importancia de la clamidiasis aviar es considerable pues puede provocar afecciones en los empleados de zoológicos, de plantas procesadoras, propietarios y productores de aves, personal de laboratorio, trabajadores de granjas y de tiendas de mascotas, médicos veterinarios, encargados de cuarentena de aves, etcétera (6, 24, 26, 27, 28, 32).

Aproximadamente 140 casos anuales de psitacosis fueron reportados al Centro Estadounidense de Control de Enfermedades entre 1978 y 1987, sin embargo algunos autores piensan que muchos casos no son reportados por falta de diagnóstico (2).

Entre 1982 a 1991, se presentaron 1342 casos de clamidiasis en humanos, con 6 muertes provocadas por la enfermedad. El 43% de las personas afectadas fueron propietarios de aves de compañía, otro 10% se reportó en empleados de tiendas de mascotas y el resto fueron personal de rastro de aves, médicos veterinarios, técnicos veterinarios, empleados de laboratorios, granjeros, personal de zoológico, encargados de cuarentena de aves y trabajadores de la demolición de edificios (17).

Signos clínicos:

Luego de un período de incubación de 1 a 3 semanas, aparecen en forma brusca ó insidiosa fiebre, escalofríos, fatiga, náusea, vómito, diarrea, dolores de cabeza, intolerancia a la luz, malestar general y anorexia (2, 13, 17, 25, 26, 27, 28, 30, 32).

La temperatura aumenta gradualmente y aparece tos, al principio seca pero luego mucopurulenta (2, 12, 16, 23, 29, 30).

Durante la primera semana en las placas radiográficas aparecen signos de una neumonitis originada en el hilio pulmonar. Durante la segunda semana se observa ya una neumonía, a veces con signos de consolidación y de sobre infección secundaria purulenta (13).

La temperatura permanece elevada durante 2 a 3 semanas y luego va remitiendo lentamente (13).

Dependiendo de la edad del paciente y de la extensión de la neumonía, su evolución puede ser leve o grave. Se menciona que los niños son más resistentes a la bacteria en relación a los adultos (2, 30, 32).

Se ha reportado incluso que la enfermedad ha evolucionado hasta grados de estados excitatorios, afecciones cutáneas, meningitis, neuritis y complicaciones cardíacas, tales como endocarditis valvular y tromboflebitis (2, 13, 25, 27, 30, 32).

En casos graves no tratados la mortalidad puede llegar al 30%, que puede ser incluso mayor con cepas más virulentas (13).

La convalecencia suele ser prolongada, sobre todo en los casos graves (13, 32).

Lesiones:

Al igual que en otras neumonías atípicas, las lesiones anatomopatológicas son las propias de una neumonitis, con exudado formado sobre todo por células mononucleares, a nivel de los alveolos (6, 13, 32).

Diagnóstico:

Puede establecerse un diagnóstico presuntivo si hay antecedentes de contacto con aves y confirmarse aislando el agente causal, mediante las pruebas serológicas de Fijación de Complemento y ELISA (13, 30).

Puede ser diagnosticada la psitacosis mediante la identificación de los cuerpos elementales aislados de esputo, fluidos pleurales y suero (17).

En las primeras fases, la enfermedad puede ser confundida con gripe, fiebre tifoidea, neumonía micoplasmica ó fiebre Q (13, 17) .

Tratamiento:

El uso de tetraciclina es eficaz en dosis de 1 a 2 gramos al día vía oral, en tomas fraccionadas cada 6 horas. Con este tratamiento suele controlarse la fiebre y el resto de la sintomatología en menos de 72 horas, pero la terapia antibiótica debe prolongarse mínimo durante 10 días (13, 17).

De igual forma, el tratamiento con doxiciclina durante 3 semanas es usualmente eficiente y se obtienen respuestas a los pocos días de instaurado el mismo (2, 30).

Se aconseja el reposo estricto, oxigenoterapia y administración de antitusígenos (13).

Profilaxis:

Debe evitarse la manipulación de aves enfermas, de su plumaje o de los contenidos de sus jaulas. La infección a través de aves de importadas puede evitarse siguiendo los mecanismos de tratamiento específicos antes mencionados para estas aves (13).

Todo el personal que contacte con aves infectadas debe ser informado sobre la naturaleza de la infección, así como en las medidas protectivas, tales como el uso de ropa adecuada, guantes, mascarillas y desinfección profunda luego de manejar las aves y todos los posibles vehículos de infección (17).

Cuando las aves son sometidas a necropsia, deben tomarse precauciones adicionales, como lavar las carcassas con detergente y agua para evitar la formación de aerosoles, uso de un protector plástico para la cara y uso de una campana con extractores de aire (11, 17).

Dado que el esputo y las gotas emitidas con la tos pueden ser también contagiosas para otras personas, el enfermo debe someterse a un estricto aislamiento (13).

V MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Area de Estudio:

El estudio se llevó a cabo en el parque Zoológico Nacional “La Aurora”, situado en la ciudad capital de Guatemala, zona 13, ubicado a 1510 metros sobre el nivel del mar, localizado geográficamente en latitud 14°, 36' y longitud 90°, 32'.

El Zoológico Nacional “La Aurora” fue abierto al público el 25 de diciembre de 1924 y fue diseñado por el Coronel Herlindo Solórzano, durante la administración de José María Orellana, el cual asignó 544 manzanas de extensión. En la actualidad dicho parque cuenta tan solo con 13 manzanas de espacio físico.

Actualmente el zoológico es una entidad estatal, administrado por el Ministerio de Agricultura, cuyos fondos son manejados por la Asociación Guatemalteca de Historia Natural (AGHN), quien es además un órgano asesor del cual se deriva la administración central del parque, ayudada por el Apoyo Secretarial.

La infraestructura física del zoológico está constituida por 10 sectores diferentes. Los aspectos tomados en cuenta para la distribución de los animales son la región geográfica de origen del animal y el tamaño del recinto. El zoológico ha tenido problemas con la distribución de los animales debido a que la población aumenta, pues a los animales que nacen en el parque se suman aquellos donados por particulares, decomisados a contrabandistas y los productos de intercambios con otros zoológicos.

Las aves están ubicadas en los sectores 1 y 2, en la parte noreste del parque, agrupándose en jaulas de acuerdo a su especie. La limpieza de los recintos donde se localizan éstas se lleva a cabo diariamente entre las 7:30 y 9:30 am.

Las aves psitácidas reciben una dieta a base de fruta (banano, papaya) en combinación de alimento concentrado para perro y gato, denominado “mezcla para loro”.

El personal encargado de los animales es un total de 30 personas el cual se va rotando dentro de todos los recintos y especies animales cautivas del parque. Dentro de sus tareas está la limpieza de los recintos, la alimentación de los animales y reportar cualquier anomalía observada tanto en los recintos como en los animales.

5.2 Materiales

5.2.1 Recursos Humanos

- ❖ 4 asesores de la Facultad de Medicina Veterinaria y del Zoológico Nacional “La Aurora”.
- ❖ Médico Veterinario del Zoológico Nacional “La Aurora”.
- ❖ Auxiliar de Médico Veterinario del Zoológico Nacional “La Aurora”.
- ❖ 3 cuidadores de animales del Zoológico Nacional “La Aurora”.
- ❖ Estudiante investigador

5.2.2 De Campo

- ❖ Jeringas de insulina
- ❖ Aguja calibre 26 por 3/8
- ❖ Jeringas calibre 23 x 1/2
- ❖ Tubos separadores de suero (SST)
- ❖ Redes
- ❖ Guantes de cuero
- ❖ Toallas de tela
- ❖ Hielera
- ❖ Hielo sintético
- ❖ Un rollo de cinta adhesiva
- ❖ Algodón
- ❖ Alcohol

5.2.3 De Laboratorio

- ❖ Congelador
- ❖ Refrigerador
- ❖ Pipetas de precisión
- ❖ Puntas desechables de pipetas
- ❖ Agua potable
- ❖ Cronómetro
- ❖ Sueros problema
- ❖ Centrífuga
- ❖ Tubos de rosca de 1 ml
- ❖ Gradilla
- ❖ Papel absorbente
- ❖ Kit de ELISA tipo peine para diagnóstico de Clamidiasis
 - Peine cubierto con antígeno de *C. psittaci*
 - Placa con 72 micropozos
 - Pinza plástica
 - Tarjeta específica para interpretación de resultados (“Comb Scale”)

5.2.4 De tipo Biológico

Nombre científico		Nombre común	Población
N A T I V A S	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja	10
	<i>Amazona farinosa guatemalae</i>	Loro cabeza Azul	7
	<i>Amazona auropalliata auropalliata</i>	Loro Nuca Amarilla	9
	<i>Amazona autumnalis autumnalis</i>	Loro Frente Roja	11
	<i>Amazona albifrons nana</i>	Loro Frente Blanca	14
	<i>Aratinga holochlora strenua</i>	Perica Verde o Chocoya	4
E X O T I C A S	<i>Ara militaris</i>	Guacamaya Verde	3
Total: 58 aves			

Para este estudio se contó con la colaboración de la totalidad del personal encargado de los animales del Zoológico Nacional “La Aurora”, el cual fue de 30 personas.

5.2.5 Centros de Referencia

- ❖ Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- ❖ Biblioteca del departamento de Ornitopatología y Avicultura de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- ❖ Departamento Técnico del Zoológico Nacional “La Aurora”.
- ❖ Internet

5.3 METODOS

5.3.1 METODOLOGÍA DE CAMPO:

Los trabajos para obtención de la muestra en las aves se hicieron en las primeras horas de la mañana, antes de efectuar las labores de limpieza de los recintos y alimentación de las mismas.

Las aves fueron capturadas individualmente mediante el uso de redes, luego, por medio de sujeción física se procedió a extraer la muestra de sangre.

Se desinfectó el área del ala del ave a muestrear y se extrajo 0.5 ml de sangre de la vena ulnar, en el caso de aves pequeñas y 1 ml para las de mayor tamaño.

La sangre obtenida se colocó en tubos separadores de suero (SST) y permaneció en estos recipientes durante tres horas.

Según se fueron muestreando las aves se fueron llenando las fichas (anexo 1) correspondientes para cada ave.

Para la obtención de la muestra en el personal encargado de los animales del zoológico se contó con la ayuda de un Médico. Se obtuvieron 3 ml de sangre

de cada trabajador y se colocaron en tubos separadores de suero (SST) donde permanecieron durante 3 horas.

Según se fue muestreando el personal se fueron llenando las fichas (anexo 2) correspondientes para cada trabajador.

5.3.2 METODOLOGÍA DE LABORATORIO:

Centrifugación y Conservación de las Muestras:

Las muestras contenidas en los tubos separadores de suero (SST), luego de transcurrir tres horas, se centrifugaron durante cinco minutos a 10 000 rpm. Los sueros fueron colocados en tubos de rosca y se conservaron en un congelador a -20°C hasta el momento de ser realizada la prueba de laboratorio.

Procedimiento para efectuar la prueba:

Todas las muestras serológicas se sacaron del congelador y se dejaron a temperatura ambiente hasta estar completamente descongelados.

Paso 1: El kit (la placa y el peine respectivo) se sacaron del refrigerador (4°C de temperatura) y permanecieron 60 minutos a temperatura ambiente antes de efectuar cualquier tipo de procedimiento.

Paso 2: Con la pinza plástica que trae el kit, se procedió a abrir las celdas del compartimiento A de la placa, en las cuales se encuentra la “Solución de Extracción”. Con ayuda de la pipeta de precisión se colocaron 5 microlitros de suero problema en las 12 celdas que posee la placa y se introdujo el peine. Se dejó incubar a temperatura ambiente durante 20 minutos, realizándose movimientos suaves y constantes cada 2 a 3 minutos.

Paso 3: El peine se extrajo del compartimiento A y se procedió a lavarlo con agua potable por ambos lados durante 5 segundos, luego de este se escurrió fuertemente en papel absorbente y se introdujo en el compartimiento B donde se

encuentra la solución de lavado. Se dejó incubar a temperatura ambiente durante 2 minutos.

Paso 4: El peine se extrajo del compartimiento B y se colocó en el compartimiento C, en el cual se marca el anticuerpo y para ello se dejó incubar 20 minutos a temperatura ambiente, realizándose movimientos suaves y constantes cada 2 a 3 minutos.

Paso 5: El peine se extrajo del compartimiento C y se procedió a lavarlo con agua del chorro por ambos lados durante 5 segundos, luego de esto se escurrió en papel absorbente y se introdujo en el compartimiento D, en el cual permaneció 2 minutos a temperatura ambiente.

Paso 6: El peine fue extraído del compartimiento D y se colocó en el compartimiento E (que contiene el cromógeno), durante 10 minutos a temperatura ambiente para que se realizara la reacción. Se efectuaron movimientos suaves y constantes cada 2 a 3 minutos.

Paso 7: El peine fue extraído del compartimiento E y se colocó previo a un fuerte escurrimiento en papel absorbente, en la celda F para un lavado final durante 2 minutos, pasados los cuales el peine se dejó secar al ambiente para proceder a su lectura e interpretación.

Lectura e interpretación de resultados:

Cuando el peine se secó por completo, se procedió a calibrar la tarjeta de interpretación de resultados ("comb scale"), ubicando el control positivo en C+ 3.

De C+3 hacia arriba indicaban que la muestra era positiva a la presencia de anticuerpos contra *C. psittaci*, pudiendo obtener títulos de 3; 4; 4.5; 5; 5.5 y 6.

De C+3 hacia abajo indicaban que la muestra era negativa a la presencia de anticuerpos.

5.3.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO:

La variable a medir fue la presencia de anticuerpos anti-*Chlamydia psittaci* en una población de 58 aves psitácidas y 30 trabajadores de campo.

Los datos se recabaron en boletas individuales diseñada para tal efecto, donde se incluyeron todos los datos de las aves y del personal, así como los resultados obtenidos en la prueba de laboratorio.

Con base en los resultados obtenidos se procedió a establecer la relación porcentual de casos positivos y negativos.

VI RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las 58 aves psitácidas nativas y exóticas cautivas en el zoológico Nacional “La Aurora” muestreadas y sometidas a la prueba de ELISA, con el fin de determinar la presencia de anticuerpos contra *C. psittaci*, 20 resultaron positivas. Estas 20 aves equivalen a un 34.5 % del total de la población muestreada.

Dentro del conjunto de aves positivas se encuentran 7 guacamayas rojas (*Ara macao*), 2 guacamayas verdes (*Ara militaris*), 1 loro frente roja (*Amazona autumnalis autumnalis*) , 8 loros frente blanca (*Amazona albifrons nana*) y 2 pericas verdes o chocoyas (*Aratinga holochlora strenua*). (ver anexo 5 y 6)

Como se observa en los resultados obtenidos, el porcentaje de aves reactoras positivas fue bastante alto. De estas 20 aves positivas 5 han muerto en el lapso entre la obtención de las muestras de sangre hasta el momento de llevar a cabo el análisis serológico. Las otras 15 aún están vivas y no presentan ningún síntoma de la infección por *C. psittaci*.

Las aves que murieron presentaron lesiones tales como hipertrofia cardíaca; hidropericardio; fibrosis y necrosis hepática, así como focos de necrosis en el proventrículo, las cuales coinciden con las lesiones descritas en los casos de una infección activa por clamidiasis.

Las 15 aves positivas que aún viven a pesar de mostrar títulos elevados de anticuerpos en la prueba no han mostrado signos que hagan sospechar de la enfermedad. Lo anterior coincide con lo mencionado por Altman y colaboradores: “En aves cautivas los portadores asintomáticos son los más comunes y solo un leve porcentaje muestran evidencia clínica de la infección”. Sin embargo estas aves pueden presentar síntomas en cualquier momento debido a cualquier factor estresante o a una baja en sus defensas.

Según la literatura, los psitácidos más susceptibles a la infección por *C. psittaci* son las guacamayas (*Ara sp*) y los loros amazónicos (*Amazona sp*), lo cual coincide con los resultados obtenidos que muestran títulos altos de anticuerpos contra *C. psittaci* en las guacamayas rojas (*Ara macao*) y verdes (*Ara militaris*) así como en los loros amazónicos (*Amazona sp*).

De las 38 aves negativas a la prueba no debe descartarse la posibilidad de la infección, ya que éstas pudieron encontrarse en una etapa inicial de la enfermedad y no haberse detectado niveles de anticuerpos suficientes. De igual forma estas aves pueden infectarse en un futuro debido al contacto que tienen con aves positivas en un mismo recinto.

Tal y como lo menciona Altman y colaboradores: “Las causas más comunes por las que una colección de aves de un zoológico se infectan con *C. psittaci* son: el ingreso de aves infectadas al recinto donde se encuentra la colección y el contacto entre las aves cautivas de la colección con aves silvestres infectadas.” Para el caso de las aves del parque, la infección pudo obedecer principalmente a la primera condición, ya que si bien es cierto todas las aves nuevas son sometidas a cuarentena antes de ingresarlas a un recinto de exhibición, nunca se ha contado con la posibilidad de realizar una prueba serológica para identificación de clamidiasis.

Es claro que el contacto entre las aves cautivas de una colección con aves silvestres infectadas es una fuente considerable de infección, pero no es el caso más probable de contagio para las aves psitácidas analizadas, ya que los recintos donde se encuentran éstas aves cuentan con una malla especial para evitar el ingreso de otras aves ajenas a la colección.

Las 30 muestras de los cuidadores de animales que se sometieron a la prueba de ELISA resultaron negativas a la presencia de anticuerpos circulantes contra Chlamydia psittaci. Pese a lo satisfactorio de éstos resultados debe

tomarse en cuenta que el personal se encuentra en riesgo de infección debido a la gran cantidad de aves que resultaron positivas a la prueba de ELISA, de ahí la importancia de la orientación al personal sobre la enfermedad y las medidas preventivas que deben tomarse.

VII CONCLUSIONES

- 1) De 58 aves psitácidas nativas y exóticas cautivas en el Zoológico Nacional “La Aurora”, 20 presentan anticuerpos circulantes contra *C. psittaci*.
- 2) La clamidiasis es una infección frecuente en aves psitácidas cautivas.
- 3) Dentro de las aves positivas a la presencia de Chlamydia psittaci, la mayoría son portadores asintomáticos.
- 4) Un resultado negativo a una prueba que busque demostrar la presencia de *C. psittaci* no asegura que el ave esté totalmente libre y que no pueda infectarse.
- 5) Toda ave positiva a la presencia de Chlamydia psittaci es una potencial fuente de infección para los humanos.

VIII RECOMENDACIONES

- 1) Las aves que arrojaron títulos positivos a la presencia de anticuerpos contra *C. psittaci* deben ser aisladas y recibir tratamiento.
- 2) Las aves que resultaron negativas a la prueba de ELISA deben ser muestreadas y sometidas a otro análisis para descartar totalmente la presencia de la infección.
- 3) Todas las aves negativas a la prueba que compartan el recinto con aves positivas deben considerarse sospechosas y ser sometidas a tratamiento.
- 4) Se deben correr pruebas para identificación de clamidiasis anualmente en todas las aves de la colección, así como en toda ave antes de incorporarla a la misma.
- 5) Se deben hacer pruebas para la identificación de psitacosis en los cuidadores de los animales al menos una vez al año.
- 6) Es recomendable dar información al personal encargado de los animales sobre la importancia de la clamidiasis y su potencial zoonótico, así como orientarlos sobre las medidas preventivas para evitar la psitacosis.
- 7) Se deben promover investigaciones similares en otras colecciones de aves psitácidas, tanto a nivel de zoológicos como de colecciones privadas, así como en el personal encargado de las mismas.

IX RESUMEN

Esta investigación se llevó a cabo en 7 especies de aves psitácidas nativas y exóticas del Zoológico Nacional “La Aurora”, así como en el personal encargado de los animales, con el fin de demostrar la presencia de anticuerpos circulantes contra Chlamydia psittaci mediante el método de ELISA.

De 58 aves sometidas a la prueba 20 resultaron positivas a la presencia de anticuerpos, correspondiendo a un 34.5% de la población total analizada.

Las aves que resultaron positivas fueron: 7 guacamayas rojas (*Ara macao*), 2 guacamayas verdes (*Ara militaris*), 1 loro frente roja (*Amazona autumnalis autumnalis*) , 8 loros frente blanca (*Amazona albifrons nana*) y 2 pericas verdes o chocoyas (*Aratinga holochlora strenua*).

De un total de 30 cuidadores de animales muestreados para este estudio, todos resultaron negativos a la presencia de anticuerpos contra *C. psittaci*.

X SUMMARY

This investigation was made in “La Aurora” National Zoo, including seven species of parrots natives and exotics, also the zoo keepers to try to demonstrate the presence of circulating antibodies against Chlamydia psittaci by the method of ELISA.

Of the 58 birds tested 20 were positive to the antibody presence; this correspond to the 34.5% of the total population evaluated.

The positive parrots were 7 Scarlet macaw (*Ara macao*), 2 Green macaw (*Ara militaris*), 1 Red-lored parrot (*Amazona autumnalis autumnalis*) , 8 White-fronted parrot (*Amazona albifrons nana*) and 2 Pacific green parrot (*Aratinga holochlora strenua*).

From the total of 30 zoo keepers who were tested, all resulted negative to the presence of antibodies against *C. psittaci*.

XI BIBLIOGRAFÍA

- 1) ALLISON OTTO, A. 1998. A psittacosis outbreak in Costa Rica associated with pet birds imported from the United States. In JOINT CONFERENCE (OMAHA, NEBRASKA, 1998). 1998. [Proceding]. Omaha, Neb., American Association of Zoo Veterinarians. p. 258-260.
- 2) ALTMAN, R.B., et al. 1997. Avian medicine and surgery. USA., W.B. Saunders Company. p. 364-376.
- 3) ARNALL, L. ; KEYMER, I.F. 1975. Bird diseases: An introduction to the study of birds in health and disease. USA., T.F.H. p. 100-105.
- 4) AVIAN CHLAMYDIOSIS. 2000. Immunocomb. 3 p.
<http://www.biogal.co.il/avian.html>
- 5) BIRCHARD, S.J.; SHERDING, R.G. 1996. Manual clínico de pequeñas especies. Trad. por Socorro Lara Díaz y otros. México, D.F., McGraw-Hill. p. 1501-1504.
- 6) CALNEK, B.W., et al. 1995. Enfermedades de las aves. Trad. por Jorge Mérito Jane. México, D.F., El Manual Moderno. p. 379-395.
- 7) CHLAMYDIA PSITTACI. 2000. Cypress Diagnostics. 3 p.
<http://www.diagnostics.be/cypress/vo007.html>
- 8) CRUZ CASTRO, A.P. 1999. "Determinación de los niveles de anticuerpos contra *Chlamydia psittaci* en aves psitácidas cautivas en el centro de rescate y conservación de animales silvestres (ARCAS), en el departamento de Petén, República de Guatemala". Tesis Méd. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 43-64.
- 9) CURSO TALLER SOBRE LA APLICACIÓN DE MÉTODOS CONVENCIONALES Y MODERNOS EN EL DIAGNÓSTICO Y LA PREVENCIÓN DE LAS ENFERMEDADES AVIARES. (1999, Tehuacán, Puebla). 1999. Métodos modernos para el diagnóstico de enfermedades infecciosas aviares. Biotecnología Veterinaria de Puebla. Tehuacan, Puebla, México. p. 15-22.
- 10) DIAGNOSIS & THERAPY avian chlamydial infection. 2000. California Avian Laboratory. 3 p. <http://www.ns.net/avianlab/chlaminfo.html>

- 11) EL MANUAL merck de medicina veterinaria: Un manual de diagnóstico, tratamiento, prevención y control de las enfermedades, para el veterinario. 1988. Trad. por Clarence Fraser. 3 ed. Barcelona, Esp., Centrum. p. 1510-1511.
- 12) _____. 1998. Enfermedades infecciosas y parasitarias: Enfermedades causadas por clamidias. Madrid, Esp., Merck Sharp & Dohme de España. 2 p. <http://www.msd.es/mmerck/m13.html>
- 13) _____. Neumología: Neumonía. 1998. Madrid, Esp., Merck Sharp & Dohme de España. 2 p. <http://www.msd.es/mmerck/m38j.html>
- 14) GUATEMALA. MINISTERIO DE AGRICULTURA GANADERIA Y ALIMENTACIÓN. s.f. Hoja técnica para el trámite de permiso zosanitario para la importación de animales vivos. Guatemala, MAGA. 2 p.
- 15) _____. LEY. 2000. Ley de sanidad vegetal y animal; decreto número 36-98. Guatemala, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación. 45 p.
- 16) FLAMMER, K. 1995. Compendium on psittacosis control. Proceedings of the International Aviculturists Society. 13 p. <http://www.mecca.org/~rporter/PARROTS/psittac.html>
- 17) _____. 1996. Avian chlamydiosis. In THE NORTH AMERICAN VETERINARY CONFERENCE. (ORLANDO, FLORIDA, 1996). 1996. [Proceeding]. Florida, American Association of Zoo Veterinarians. p. 724-725.
- 18) FUDGE, A.M. 1997. A review of methods to detect *Chlamydia psittaci* in avian patients. Journal of Avian Medicine and Surgery (USA) 11(3):153-165.
- 19) HAUSLER, W.J., et al. 1991. Manual of clinical microbiology. 5 ed. Washington, D.C., USA., American Society for Microbiology. p. 1045-1052 .
- 20) HILL, D.J. 1998. Occupational injuries and illnesses reported by zoo veterinarians in the United States. In JOINT CONFERENCE (OMAHA, NEBRASKA, 1998). 1998. [Proceeding]. Omaha, Neb., American Association of Zoo Veterinarians. p. 258-260.
- 21) HOWELL, S.N.G. ; WEBB, S. 1995. A guide to the birds of México and Northern Central America. USA, Oxford University Press. p. 333-345.

- 22) JAWETZ, E.; MELNICK, J.L.; ADELBURG, E.A. 1992. Microbiología médica. Trad. por Ma. del Rosario Carsolio Pacheco. 14 ed. México, D.F., El Manual Moderno. p. 321-325.
- 23) KAUFMAN, G.E.; JAKOSKKI, R.M. 1999. Lecture schedule, avian diseases. USA. p. 64-71.
- 24) MAZARIEGOS ROMERO, M.I. 1991. Determinación de anticuerpos circulantes contra Chlamydia psittaci en aves psitácidas nativas en cautiverio. Tesis Méd. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 64-77.
- 25) PROGRAMA DE adiestramiento en salud animal para América Latina: Cuarentena animal. Enfermedades cuarentenables. 1986. Washington, D.C. USA. Organización panamericana de la salud. p. 283-289.
- 26) PSITTACOSIS. 1998. Canadian Centre for Occupational Health & Safety (CCOHS).4 p.
<http://www.ccohs.ca/oshanswers/diseases/psittacosis.html>
- 27) _____. 2000. VMM 944. 5 p.
<http://courses.ncsu.edu/classes/vmm844001/levine/SPCpages/Lecture35/chlamyds.html>
- 28) _____. 2000. 1 p. <http://habitantes.elsitio.com/puyen/Psitacosis.htm>
- 29) PURCHASE, H.G., et al. 1989. A laboratory manual for the isolation and identification of avian pathogens. 3 ed. USA., Kendall/Hunt. p. 63-69.
- 30) RITCHIE, B.W.; HARRISON, G.J.; HARRISON, L.R. 1994. Avian medicine: Principles and application. USA., Wingers. p. 984-996.
- 31) RODRÍGUEZ FERMEPIN, M. 2000. Actual y potencial impacto de la infección por chlamydias en animales. 5 p.
<http://www.microbiología.com.ar/clinica/chlamydia.html>
- 32) SALVETTI DE, L.H. 1997. Psitacosis. De Cicco Assessoria e Consultoria. 3 p. <http://www.saudeanimal.com.br/ingles/iart11.htm>
- 33) SOLÓRZANO THILLET, M.E. 1999. Determinación de anticuerpos circulantes de los virus de la leucemia e inmunodeficiencia felina por el método de ELISA en los félidos nativos y exóticos del zoológico nacional “La Aurora”. Tesis Méd. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 84

- 34) STILES, F.G.; SKUTCH, A.F. 1989. A guide to the birds of Costa Rica. USA., Cornell University Press. p. 176-183.
- 35) TAKAHASHI, T.; TAKASHIMA, I.; HASHIMOTO, N. 1988. Shedding and transmission of *Chlamydia psittaci* in experimentally infected chickens. Avian Disease. (USA). 32(4):650-657.
- 36) WILLIAMS, J.; TALLIS, G.; DALTON, C. 1998. Epidemia de psitacosis en Australia. Buenos Aires, Argentina. Sociedad Iberoamericana de Información Científica. 2 p.
<http://www.siicsalud.com/dato/dat010/98n19021.htm>
- 37) ZUBA, J.R., et al. 1992. Management of chlamydiosis in quarantined exotic columbiformes. Journal of Zoo and Wildlife Medicine (USA). 24(1):86-90.

XII ANEXOS

ANEXO 1:

FICHA DE DATOS PARA AVES:

Fecha: _____

Ficha número: _____

Especie: _____

Nombre común: _____

Identificación: _____

Nativo: ☐

Exótico: ☐

Resultado prueba de Laboratorio:

Positivo: ☐

Negativo: ☐

Observaciones: _____

ANEXO 2:

FICHA DE DATOS PARA PERSONAL:

Fecha: _____

Ficha número: _____

Nombre: _____

Edad: _____

Estado Civil: _____

Tiempo de laborar en el Zoológico: _____

Ha padecido durante su tiempo de laborar en el zoológico alguno de estos síntomas: Fiebre por varios días, Diarrea, Escalofríos, Dolor de cabeza, Nausea, Vómito, Falta de apetito

Si:

☐

No:

☐

Resultado prueba de Laboratorio:

Positivo:

☐

Negativo:

☐

Observaciones: _____

ANEXO 3:

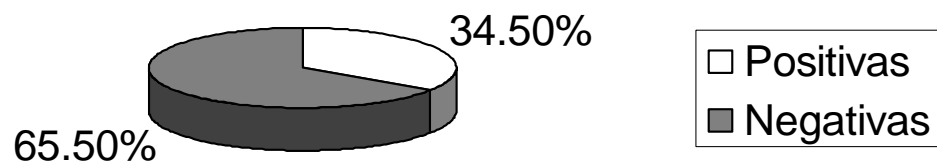
Tabla No. 1

RESUTADOS OBTENIDOS EN LA PRUEBA DE ELISA DE TODAS LAS AVES
MUESTREDAS:

	Número de Aves	Porcentaje
Positivas	20	34.5%
Negativas	38	65.5%
Total de Aves Muestreadas	58	100%

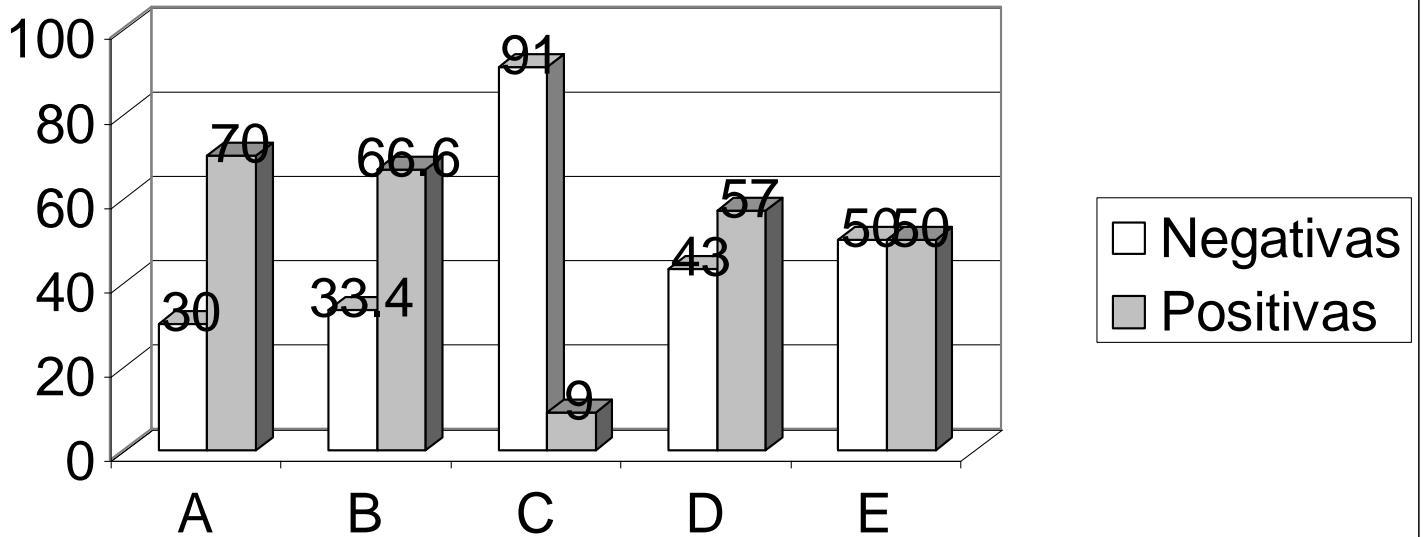
ANEXO 4:

Grafico # 1: Resultados de la presencia de anticuerpos contra C. psittaci en porcentaje



ANEXO 5:

Grafico # 2: Porcentaje de aves positivas y negativas según especie muestreada



A = Guacamayas Rojas (*Ara macao*)

B = Guacamayas Verdes (*Ara militaris*)

C = Loros Frente Roja (*Amazona autumnalis autumnalis*)

D = Loros Frente Blanca (*Amazona albifrons nana*)

E = Pericas Verdes o Chocoyas (*Aratinga holochlora strenua*)

ANEXO 6:

RESUTADOS OBTENIDOS EN LAPRUEBA DE ELISA EN CADA UNA DE LAS AVES MUESTREDAS:

Guacamayas Rojas (*Ara macao*):

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
028	034-560-266	Positivo	4
024	034-547-856	Negativo	2
025	038-344-551	Positivo	4.5
026	038-337-817	Positivo	4.5
034	1134-755-23A	Negativo	2
031	038-127-830	Negativo	2
027	028-285-042	Positivo	3
029	038-264-319	Positivo	4.5
032	1135-211-51A	Positivo	4
033	1136-237-64A	Positivo	6

Guacamayas Verdes (*Ara militaris*):

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
036	031-596-360	Positivo	5
030	028-538-375	Positivo	6
035	028-557-582	Negativo	2

Perica Verde ó Chocoya (*Aratinga holochlora strenua*):

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
078	038-349-527	Positivo	4.5
079	031-579-271	Positivo	3
080	038-291-557	Negativo	0
081	038-121-293	Negativo	0

Loro Frente Blanca (*Amazona albifrons nana*) :

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
074	025-552-536	Negativo	1
064	031-339-042	Negativo	0
073	038-300-845	Positivo	5
072	038-297-865	Positivo	4
066	1137-622-62 A	Negativo	1
065	023-568-631	Positivo	3
067	038-332-107	Positivo	3
068	1136-361-51 A	Positivo	4
069	038-319-807	Positivo	3
070	038-310-378	Positivo	3
071	038-283-772	Negativo	1
075	038-273-541	Positivo	4.5
076	038-256-865	Negativo	1
077	030-821-376	Negativo	1

Loro Frente Roja (*Amazona autumnalis autumnalis*):

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
056	028-552-584	Negativo	0
063	038-292-630	Positivo	4.5
058	038-333-791	Negativo	0
053	038-268-598	Negativo	2
060	038-315-321	Negativo	2
055	1134-777-54 A	Negativo	1
061	038-325-019	Negativo	2
057	038-122-784	Negativo	1
062	1134-752-92 A	Negativo	0
059	024-055-568	Negativo	0
054	024-270-263	Negativo	0

Loros Nuca Amarilla (*Amazona auropalliata auropalliata*):

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
037	031-588-371	Negativo	0
045	028-335-831	Negativo	2
038	038-267-262	Negativo	2
046	038-299-569	Negativo	2
040	038-280-519	Negativo	1
044	038-313-256	Negativo	1
047	038-278-631	Negativo	2
048	038-123-555	Negativo	2
043	038-330-058	Negativo	2

Loro Cabeza Azul (*Amazona farinosa guatemalae*):

Muestra	Identificación del ave	Resultado	Título según la prueba
042	034-267-519	Negativo	1
041	034-530-121	Negativo	0
039	038-315-281	Negativo	1
050	038-280-332	Negativo	2
051	038-125-559	Negativo	0
052	038-333-883	Negativo	1
049	026-353-019	Negativo	1

XIII APÉNDICES

APÉNDICE 1:

DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES DE PSITÁCIDOS EVALUADAS EN EL ESTUDIO:

Guacamaya roja:

Nombre científico: *Ara macao*

Otros nombres comunes: Guacamayo rojo, Lapa colorada, Lapa roja, “scarlet macaw” (21, 34).

Descripción: Es un ave inconfundible. Mide aproximadamente 81 a 96 centímetros y pesa alrededor de 900 gramos. Las edades y los sexos son similares en apariencia externa. Los ojos son de color amarillo pálido en las aves adultas y de color café en las jóvenes. La zona descubierta de plumas de la cara es de color rosado blanquecino y poco llamativa. El pico es de color gris pálido dorsalmente y negro ventralmente. Las patas son de color gris oscuro (21, 34).

El plumaje es de color escarlata en su mayoría con grandes parches amarillos en las plumas colectoras de las alas; las remígeras y rectrices son generalmente de color azul oscuro, mientras que las rectrices centrales son de color rojo. El anca y las plumas colectoras de la cola son de color azul cielo (21, 34).

Hábitos: Prefieren bosques perennes y frondosos pero pueden encontrarse también en bosques tipo páramo. Se le observa solitarias, en parejas, en grupos de tres a cuatro o en bandadas arriba de 25 aves, volando sobre las puntas de los árboles produciendo mucho ruido, pero son silenciosas al alimentarse (21, 34).

Anidan en cavidades de árboles grandes de madera suave, generalmente en hoyos viejos hechos por pájaros carpinteros que ellas agrandan. Ponen de 1 a 2 huevos durante la época seca (21, 34).

Estatus y Distribución: Se ubican entre los 500 a 1000 msnm, del sureste mexicano hasta el Amazonas Brasileño (21, 34).

Guacamaya verde:

Nombre científico: *Ara militaris*

Otros nombres comunes: Guacamayo verde, “military macaw” (21, 34).

Descripción: Mide aproximadamente entre 68.5 a 76 centímetros. Las edades y los sexos son similares en apariencia externa. Los ojos son de color amarillo en las aves adultas y de color café en las jóvenes. La zona descubierta de plumas de la cara es de color blanquecino con algunas líneas negras ó rojizas. El pico es de color negro ó levemente pálido en la parte inferior. Las patas son de color gris oscuro (21, 34).

El plumaje es de color verde brillante en su mayoría con tonos turquesa en el anca, en las coberteras de la cola y en las plumas de vuelo. Las rectrices centrales son de color rojo en las bases y de cerca puede observarse en ocasiones un manchón rojo en la frente (21, 34).

Hábitos: habitan bosques semidecíduos. Se les ve volando en parejas ó bandadas. Anidan en cavidades de árboles grandes y agujeros de las rocas que ellas agrandan. Ponen de 1 a 2 huevos durante la época seca (21, 34).

Estatus y Distribución: Se ubican en el territorio Mexicano cerca de los 2000 msnm (21, 34).

Loro cabeza Azul:

Nombre científico: *Amazona farinosa guatemalae*

Otros nombre comunes: Loro (a) verde, Loro petenero, loro corona azul, “Mealy parrot” (21, 34).

Descripción: Es bastante grande y se caracteriza por carecer de colores marcados en su cabeza. Mide entre 38 y 43 centímetros y pesa alrededor de 600 gramos. Las edades difieren levemente y los sexos son similares. Los adultos presentan ojos de color naranja, mientras que los juveniles presentan un color café, sin embargo en ambas edades hay amplios anillos orbitales de color blanquecino. El pico es gris negruzco con tonalidades oscuras en la punta y claras en la parte inferior. Los pies son de color gris (21, 34).

El cuerpo es verde brillante y posee una corona color azul pálido que se va decolorando totalmente hacia la nuca. Las plumas remígeras son color azul violeta hasta negruzcas, con parches rojos en las secundarias exteriores. La cola posee una punta ancha de color verde amarillento (21, 34).

Hábitos: Vuelan en parejas y más frecuentemente en bandadas de 15 a 20 aves. Fuera de la estación reproductiva forman comunidades en las ramas de los árboles de más de 100 aves. Como otros psitácidos, son ruidosos al volar, pero silentes al comer, excepto cuando se acompañan de aves juveniles que emiten un sonido ronco (21, 34).

La dieta incluye frutas, semillas de varios árboles, algunas flores y sus retoños. Anidan en cavidades naturales de árboles muertos y ponen alrededor de 3 huevos en la época seca (21, 34).

Estatus y Distribución: Habita los bosques húmedos y frondosos de la costa caribeña y tierras bajas de la costa pacífica del istmo Centroamericano y ha disminuido la población debido a la pérdida de su hábitat (21, 34).

Se localizan entre los 500 y 1000 msnm, del sureste de México hasta el sureste de Brasil (21, 34).

Loro Nuca Amarilla:

Nombre científico: *Amazona auropalliata auropalliata*

Otros nombre comunes: Lora de nuca amarilla, Yellow-naped parrot". (21, 34).

Descripción: Es la especie psitácida más grande de la costa pacífica de Centroamérica y se caracteriza por su "voz" melodiosa y su gran capacidad de imitar sonidos (21, 34).

Mide entre 35.5 y 38 centímetros, pesando alrededor de 480 gramos. Las edades difieren y los sexos son similares. Los adultos presentan ojos color ámbar, con la piel de las órbitas oculares color gris pálido. El pico es gris con tonalidades negruzcas en la punta, el cere es oscuro y sus pies grisáceos (21, 34).

Presentan un color verde brillante en la mayoría del cuerpo con plumas amarillas brillantes en la nuca y generalmente algunos colores amarillos tenues en la frente.

Las plumas remígeras son negruzcas ó azul violeta distalmente, con parches rojos en las secundarias externas. Las rectrices externas poseen una punta ancha verde amarillenta y colores rojos en la base de la cola generalmente ocultos (21, 34).

Los juveniles carecen de color amarillo en la cabeza y muchos muestran pocas plumas amarillas en la nuca, pero en ocasiones existe una corona verde azulada descolorida y festones de color grisáceo en la espalda y a los lados del cuello (21, 34).

Hábitos: Vuelan en parejas ó pequeños grupos (¿Familias?). Comen en árboles altos en silencio, principalmente frutas, semillas, higos, leguminosas, algunas flores y sus retoños (21, 34).

Anidan en cavidades naturales de los árboles muertos y ponen generalmente 3 huevos durante la estación seca (21, 34).

Estatus y Distribución: Habitan sabanas áridas o semiáridas de árboles dispersos, áreas semiabiertas y bosques en galería (21, 34).

Se ubican entre los 600 msnm del sur de México hasta el noroeste de Costa Rica (21, 34).

Loro Frente Roja:

Nombre científico: *Amazona autumnalis autumnalis*

Otros nombre comunes: Lora frentirroja, Loro de cachetes amarillos, “Red-lored parrot”, “Yellow-cheeked parrot” (21, 34).

Descripción: Mide entre 32 a 35.5 centímetros y pesa alrededor de 420 gramos. Es el loro más común de la vertiente atlántica del istmo Centroamericano (21, 34).

Las edades difieren levemente y los sexos son similares. Los adultos poseen ojos color ámbar, anillos orbitales gris pálido, el pico es oscuro con tonalidades oscuras inferiormente y sus pies son grises (21, 34).

La frente es de color roja, posee una corona azulada y las mejillas de un color amarillo brillante. El resto del cuerpo es de color verde brillante con festones oscuros en la nuca y a los lados del cuello, especialmente en las hembras (21, 34).

Las plumas remígeras son de color negro azulado distalmente con parches rojos en las secundarias exteriores. Las rectrices exteriores presentan puntas anchas de color verde amarillento (21, 34).

En las aves jóvenes los ojos son café y las mejillas carecen ó es reducido el color amarillo (21).

Hábitos: Habitan los bordes de los bosques semidecíduos y áreas semiabiertas, con árboles dispersos ó bosques tipo páramo, y en menor grado los perennes y frondosos (21, 34).

Vuelan en parejas, grupos ó en bandadas grandes en las que las parejas son evidentes. Fuera de la época reproductiva forman comunidades en las ramas de

los árboles, saliendo muy temprano en la mañana para alimentarse y retornan entrada la tarde. Se alimentan de higos, mangos, cítricos, semillas de algunas legumbres, etc. (34).

Anidan en hoyos de árboles delgados y generalmente muertos. Ponen de 3 a 4 huevos durante la estación seca y las crías dejan el nido durante la estación lluviosa. (21, 34).

Estatus y Distribución: Residen en tierras bajas y húmedas de la costa atlántica, entre los 750 a 1000 msnm, del este Mexicano hasta el oeste de Ecuador y Brasil (21).

Loro Frente Blanca:

Nombre científico: *Amazona albifrons nana*

Otros nombre comunes: Loro (a) frentiblanco (a), "white-fronted parrot" (21, 34).

Descripción: Mide de 25 a 29 centímetros y pesa alrededor de 230 gramos. Las edades y los sexos son diferentes (21, 34).

El macho presenta los ojos de color amarillento, los anillos perioculares grisáceos y las áreas orbitales ("antifaces") son de color rojo. La frente es blanca y posee una corona media azulada, el pico y el cere son amarillos y los pies grisáceos. Predomina en su cuerpo un color verde brillante con un indistinto festón oscuro más notable en el cuello, pecho y la espalda alta. El álula y las plumas covertoras primarias superiores son de color rojo, las remígeras generalmente de color azul violeta. Se aprecia un color rojo en la base de la cola usualmente escondido (21, 34).

Las hembras presentan una frente blanca al igual que el macho, pero es menos extensa, además carece de color rojo en las alas (21, 34).

Los machos jóvenes se asemejan a las hembras, pero poseen plumas (algunas) de color rojo en las plumas covertoras primarias. Por otro lado, ambos sexos aún inmaduros tienen la frente de un color amarillento, menos extensa con respecto a los adultos e incluso pueden carecer de ella, además de menos plumas coloreadas de rojo en la cara (21, 34).

Hábitos: Prefieren bosques semidecíduos y deciduos, áreas semiabiertas con árboles dispersos, bosques tipo páramo, zonas agrícolas y manglares (21, 34).

Se observan en pareja ó en bandadas de 30 a 50 aves, incluso más. Son excelentes voladores, medianamente rápidos y vuelan bajo las copas de los

árboles, rara vez a grandes alturas, a diferencia del resto de psitácidos grandes (21, 34).

Anidan en cavidades naturales (ramas huecas) ó nidos viejos de pájaros carpinteros que ellos agrandan. Ponen de 3 a 5 huevos en la época seca (21, 34).

Estatus y Distribución: Se encuentran entre los 1100 a 1800 msnm, del noroeste y sureste de México hasta el noroeste de Costa Rica (21).

Perica Chocoya:

Nombre científico: *Aratinga holochlora strenua*

Otros nombre comunes: Perico (a) verde Centroamericano, “Pacific (green) parakeet” (21, 34).

Descripción: Propio de la vertiente pacífica del istmo Centroamericano. Mide de 30.5 a 33 centímetros. La piel de las órbitas oculares es grisácea, su pico de color cenizo y sus pies grises (21, 34).

Su color es verde brillante en la mayoría el cuerpo, aunque pueden darse variaciones (usualmente leves) con flecos de color naranja en la garganta y el cuello. Por debajo de las plumas de vuelo se aprecia un color amarillo metálico (21, 34).

Hábitos: Habitan bosques semidecíduos, plantaciones agrícolas y bosques de pinos en las tierras altas de Guatemala (21).

Viven generalmente en grupos de 200 o más aves que típicamente vuelan bastante alto. Anidan en las hendiduras de las rocas, incluso en las cavidades de los árboles que hacen las termitas (34).

Estatus y Distribución: Residen cerca de los 1500 msnm en la vertiente pacífica, desde Oaxaca hasta Nicaragua, y en el interior de Guatemala hasta los 2500 msnm (21, 34).

APÉNDICE 3:

CASOS REPORTADOS DE CLAMIDIASIS EN VARIAS ESPECIES AVIARES:

Especies	Número de Muestras	Porcentaje Positivos	Método Diagnóstico
Aves Psitácidas importadas	163	14-16	ELISA y Cultivo
Aves Psitácidas de un centro de reproducción local	693	4-5	ELISA y Cultivo
Aves Psitácidas de tiendas de mascotas	15 tiendas	53	ELISA
Aves Psitácidas clínicamente enfermas	82	45	Aglutinación en látex
Psitácidas con signos clínicos de clamidiasis	82	55	Aglutinación en látex
Psitácidas con historial clínico desconocido	102	81	Aglutinación en látex
Psitácidas expuestas a <i>C. psittaci</i>	30	53	Aglutinación en látex
Loros amazónicos (<i>Amazona sp</i>)	1 155	14	ELISA
Periquitos de amor (<i>Agapornis sp</i>)	125	16	ELISA
Cocotilos (<i>Nymphacus hollandicus</i>)	1 096	11	ELISA
Tucanes	9	11	ELISA
Canarios (<i>Serinus canaria</i>)	19	11	ELISA
Guacamayas (<i>Ara sp</i>)	738	10	ELISA
Cacatúas (<i>Cacatúa sp</i>)	652	9	ELISA
Loros grises Africanos (<i>Psittacus erithacus</i>)	544	9	ELISA

APÉNDICE 4:

DETECCIÓN DE ANTICUERPOS ANTI-CHLAMYDIA EN DIFERENTES ESPECIES DE AVES UTILIZANDO LA PRUEBA DEL INMUNOCOMB:

Aves Psitácidas	Intensidad de la Coloración	Otras Aves	Intensidad de la Coloración
Loros grises Africanos	+++	Pavo	+++
Guacamaya Roja	+++	Faisan	+++
Cacatúa	+++	Gallina de guinea	+++
Periquitos de Amor	++	Avestruz	++
Cocotilos	++	Lechuza	++
		Tucán	++
		Paloma	+
		Pelícano	+
		Águila	+
		Cisne	+

(4)

APÉNDICE 5:

NÚMERO DE INFECCIONES ZOONÓTICAS OCURRIDAS EN TRABAJADORES DE ZOOLÓGICOS DURANTE 1998, REPORTADAS A LA ASOCIACIÓN AMERICANA DE VETERINARIOS DE ZOOLÓGICOS :

Zoonosis	Infectados	Seropositivos
Amebiasis	4	-
Escabiosis	8	-
<i>Cryptosporidium</i>	-	-
Toxoplasmosis	-	1
<i>Campylobacter</i>	4	0
Salmonella	4	-
Shigella	4	-
Erisipelas	2	-
Estafilococosis	2	-
Tuberculosis	1	8
Hepatitis A, B, otras	1	2
Herpesvirus B	1	-
Enfermedad de Lyme	-	1
Giardias	4	-
Psittacosis	23	2

(20)

APÉNDICE 6:

HOJA TÉCNICA DE PERMISO ZOOSANITARIO PARA LA IMPORTACIÓN DE ANIMALES VIVOS

El interesado deberá presentar la siguiente documentación:

- ❖ Formulario de solicitud del Permiso Zoosanitario de importación firmado y sellado por el representante legal cuando aplique y el Médico Veterinario colegiado activo que actúa como regente, colegiado activo; y adherido el correspondiente timbre de Q2.00 de Médico Veterinario.
- ❖ Fotocopia del certificado de origen emitido por la cámara de comercio del país exportador.
- ❖ Fotocopia del certificado zoosanitario internacional emitido por el país exportador, el cual deberá contener información sobre la ausencia de enfermedades infecto contagiosas del listado A y B de la Oficina Internacional de Epizootias (O.I.E).
- ❖ Constancia según Convenio CITES, cuando se trate de especies de fauna silvestre en peligro de extinción.
- ❖ Fotocopia de la póliza de Importación del Ministerio de Finanzas Públicas.
- ❖ Fotocopia del conocimiento de embarque según sea el caso (aéreo, marítimo ó terrestre)
- ❖ Fotocopia de la Factura Comercial, la cual debe contener lo siguiente:
 - Expendedor/Exportador
 - Consignatario
 - Fecha de emisión
 - Número de Factura Comercial
 - Número de animales
 - Precio unitario
 - País de origen de los animales
 - Peso neto
 - Aduana de ingreso al país

APÉNDICE 7:

LEY DE SANIDAD VEGETAL Y ANIMAL:

CAPITULO III DEL SISTEMA DE CUARENTENA ANIMAL

Artículo 14:

El Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación (MAGA) podrá prohibir el tránsito internacional y la internación al país de animales cuando se detecte la presencia de enfermedades cuarentenarias, aún cuando el interesado haya obtenido el permiso de importación según corresponde.

Artículo 12:

El personal de los puestos de cuarentena animal tiene como función inspeccionar los animales y el transporte, así como realizar muestreos y ordenar la aplicación de medidas técnicas. El personal podrá auxiliarse de laboratorios cuyas pruebas estén reconocidas por el MAGA para el análisis y diagnóstico de muestras.

Artículo 29:

Si la inspección zoosanitaria revelara la existencia o sintomatología de enfermedades, los animales deberán someterse a tratamiento especial incluyendo cuarentena de entrada, retorno al país de origen o procedencia, sacrificio sanitario, incineración, desnaturalización o destrucción.

Artículo 17:

El período de cuarentena de animales será determinado por el MAGA a través de La Unidad, con bases técnicas, científicas y tomando en cuenta los períodos de incubación, transmisibilidad, infecciosidad, confiabilidad de las pruebas de laboratorio y estado zoosanitario del país de origen o procedencia.

